



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLÁN**

**ELABORACIÓN DE UN MANUAL Y DISCO INTERACTIVO  
SOBRE LA ALIMENTACIÓN, INSTALACIONES Y  
ENFERMEDADES FRECUENTES EN REPTILES  
UTILIZADOS COMO MASCOTAS.**

**ACTIVIDAD DE APOYO  
A LA DOCENCIA**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

**MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

**P R E S E N T A:**

**KARLA MARINA CORRAL GUTIÉRREZ**

**ASESOR: MVZ BLANCA ROSA MORENO CARDENTI**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN  
 UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR  
 DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.  
 FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN  
 ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DRA. SUEMI RODRIGUEZ ROMO  
 DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN  
 P R E S E N T E

ATN: L. A. ARACELI HERRERA HERNANDEZ  
 Jefe del Departamento de Exámenes Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos : Actividad de Apoyo a la Docencia  
Elaboración de un manual y disco interactivo sobre la alimentación,  
instalaciones y enfermedades frecuentes en reptiles utilizados como mascotas.

que presenta la pasante: Karla Marina Corral Gutiérrez  
 con número de cuenta: 40204884-8 para obtener el título de :  
Médica Veterinaria Zootecnista

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO

ATENTAMENTE  
 "POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"  
 Cuautitlán Izcallí, Méx. a 22 de Junio de 2009

PRESIDENTE	<u>Dr. Jorge Luis Tórtora Pérez</u>	
VOCAL	<u>MC. Víctor Pérez Valencia</u>	
SECRETARIO	<u>MVZ. Blanca Rosa Moreno Cardenti</u>	
PRIMER SUPLENTE	<u>Dr. Fernando Alba Hurtado</u>	
SEGUNDO SUPLENTE	<u>MVZ. Gerardo López Islas</u>	

## **AGRADECIMIENTOS**

Quiero dar las gracias a la MVZ Atala Viviana García Mtz., que aunque no pudo entrar oficialmente como mi co-asesora hizo una gran labor en la elaboración de este trabajo, tanto en los videos como en las imágenes e información. En verdad gracias por todo.

Al Biólogo Luis Navarro por permitirme grabar los videos del herpetario, así como su colaboración en los mismos.

A la Universidad Mesoamericana de Puebla por permitirme grabar en sus instalaciones.

A la e MVZ Moncerrat Funtanet Rocha por ayudarme a darle vida a este disco.

A mis Papas y mis hermanos por apoyarme y ayudarme a lograr mis metas; sin ustedes no estaría donde estoy. Los amo.

A José porque siempre que te he necesitado has estado ahí apoyándome en todo. Gracias por conseguirme la entrada a la UMA para grabar los videos; TAM.

A la MVZ Dolores Beatriz Rodríguez por todo lo que me ha enseñado durante este tiempo, sobre todo el trato y la calidez humana hacia pacientes y clientes.

A mis amigas Fer, Polin, Mariana y Vero, por todos los momentos tan padres que compartimos durante este camino al éxito. Las quiero mucho.

## ÍNDICE

Resumen.....	XIX
Introducción.....	XX
Justificación.....	XXIV
Objetivos.....	XXV
Material y método.....	XXVI
Conclusiones.....	XXVII
Instructivo disco interactivo.....	XXVIII

### Capítulo 1.- Alimentación de los Reptiles

- Importancia de la temperatura en la digestión.....2
- Nutrimientos Necesarios De Acuerdo Al Tipo De Dieta .....3
  - Carnívoros
  - Omnívoros
  - Herbívoros
- Agua.....6
- Tipos de Alimentos.....7
  - Presas Vertebradas
  - Presas Invertebradas
  - Materia Verde
  - Dietas Comerciales
  - Suplementos
- Alimentación de los Quelonios.....15
  - Alimentación de los Quelonios Omnívoros
  - Alimentación de los Quelonios Herbívoros
- Alimentación de los Lacértidos.....22
- Alimentación de los Ofidios.....29

### Capítulo 2.- Instalaciones Para Reptiles Mantenedos En Cautiverio

- Parámetros Medioambientales
  - 1. Temperatura.....34
    - Elección de la Fuente de Calor
  - 1. Iluminación y Fotoperiodo.....42
    - La Luz Ultravioleta

▪ Intensidad de la Luz	
▪ Fotoperiodo	
2. Humedad.....	50
3. Ventilación.....	53
4. Sustrato.....	55
5. Agua.....	58
6. Alojamiento.....	60
7. Accesorios.....	62
• Instalaciones para Tortugas Terrestres.....	64
• Instalaciones para Tortugas acuáticas.....	69
• Instalaciones para Serpientes.....	73
○ Alojamiento de la Serpiente de Maíz	
○ Alojamiento de la Boa Constrictor	
○ Alojamiento de la Pitón Bola	
• Instalaciones para Iguanas Verdes.....	79
• Área de Nidación.....	82
• Higiene del Terrario.....	83

### Capítulo 3.-Enfermedades de los reptiles

Introducción.....	87
-------------------	----

#### Enfermedades infecciosas

• Enfermedades bacterianas	
1. <i>Pseudomonas</i> .....	88
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones macroscópicas	
2. <i>Aeromonas</i> .....	96
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones macroscópicas	

3. <i>Serratia</i> .....	100
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones macroscópicas	
4. <i>Citrobacter</i> .....	104
Generalidades	Lesiones macroscópicas y microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
5. <i>Dermatophilus</i> .....	106
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
6. <i>Mycoplasma</i> .....	110
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
7. <i>Pasteurella</i> .....	114
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones macroscópicas	
• Enfermedades Zoonóticas	
1. <i>Salmonella y Arizona</i> .....	120
Generalidades	Etiología

Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Signos clínicos	Tratamiento
Lesiones macroscópicas	Control
2. <i>Mycobacterium</i> .....126	
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones macroscópicas	
3. <i>Leptospira</i> .....133	
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	Control
Signos clínicos	
4. <i>Coxiella burnetti</i> .....135	
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	Control
Signos clínicos	
• Enfermedades fungales	
1. Dermatofitos.....139	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico diferencial
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	Pronóstico
Signos clínicos	
2. <i>Zigomycetos</i> .....142	
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	

3. <i>Aspergillus</i> .....	145
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	
4. <i>Beauveria</i> .....	147
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Signos clínicos	
5. <i>Paecilomyces</i> .....	149
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	
6. <i>Geotrichum</i> .....	151
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Signos clínicos	Tratamiento
7. <i>Fusarium</i> .....	153
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
8. <i>CANV</i> .....	155
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico diferencial
Signos clínicos	Tratamiento
Lesiones microscópicas	

- Enfermedades virales

1. Herpesvirus.....	157
Generalidades	Lesiones microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control y prevención
Lesiones macroscópicas	
2. Paramixovirus.....	163
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Prevención
3. Retrovirus.....	166
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
4. Adenovirus.....	170
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Signos clínicos	Tratamiento
5. Arbovirus.....	172
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	

- Enfermedades parasitarias
  - Endoparásitos
    - Plathelminintos
      - 1.-Trematodos.....175
        - 1.1.- *Spirochidae*.....176
 

Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	
        - 1.2.- Reniferos.....177
 

Generalidades	Lesiones
Etiología	microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
Lesiones	
macroscópicas	
        - 1.3.- *Styphlodora*.....179
 

Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos clínicos	
      - 2.-Cestodos.....181
 

Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
    - Nematelmintos
      - 1.-Nematodos.....183
        - 1.1.- Ascaridos.....183
 

Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	

1.2.- Oxiuros.....	189
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	
1.3.- Estrongilos.....	190
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	
1.4.- Gusanos pulmonares.....	192
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	diferencial
Signos clínicos	Tratamiento
Lesiones	
macroscópicas	
1.5.- Filarias.....	195
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
1.6.- <i>Protractis</i> .....	199
Generalidades	Lesiones
Etiología	microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Signos clínicos	Tratamiento
Lesiones	
macroscópicas	
1.7.- Acantocéfalos.....	200
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	

▪ Pentastomidos.....	202	
Generalidades		Signos clínicos
Etiología		Diagnóstico
Transmisión		Tratamiento
Patogenia		
▪ Protozoarios.....	204	
1.- <i>Entamoeba invadens</i> .....	205	
Generalidades		Lesiones
Etiología		microscópicas
Transmisión		Diagnóstico
Patogenia		Tratamiento
Signos clínicos		Control
Lesiones		Prevención
macroscópicas		
2.- <i>Cryptosporidium</i> .....	211	
Generalidades		Lesiones
Etiología		microscópicas
Transmisión		Diagnóstico
Patogenia		Diagnóstico
Signos clínicos		diferencial
Lesiones		Tratamiento
macroscópicas		Control
3.- <i>Eimeria e Isospora</i> .....	215	
Generalidades		Lesiones
Etiología		macroscópicas
Transmisión		Lesiones
Patogenia		microscópicas
Signos clínicos		Diagnóstico
		Tratamiento
4.- <i>Haemogregarines</i> .....	217	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Diagnóstico
Transmisión		diferencial
Patogenia		Tratamiento
Signos clínicos		Control
Lesiones		
microscópicas		

5.- <i>Besnoitia</i> y <i>Sarcocystis</i> .....	220
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Lesiones
Patogenia	microscópicas
Signos clínicos	Diagnóstico
	Tratamiento
6.- <i>Plasmodium</i> .....	223
Generalidades	Lesiones
Etiología	microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control
7.- <i>Hexamita</i> .....	226
Generalidades	Lesiones
Etiología	microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico
Signos clínicos	diferencial
Lesiones	Tratamiento
macroscópicas	
8.- <i>Trichomonas</i> .....	230
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Lesiones
Patogenia	microscópicas
Signos clínicos	Diagnóstico
	Tratamiento
9.- <i>Giardia</i> .....	232
Generalidades	Lesiones
Etiología	microscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	

10.- <i>Balantidium</i> .....	233
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	Control

11.- <i>Microsporidium</i> .....	235
Generalidades	Lesiones
Etiología	macroscópicas
Transmisión	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	

o Ectoparásitos

▪ Ácaros.....	237
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
▪ Garrapatas.....	240
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	Control
▪ Infestación por larvas de mosca (miasis).....	243
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Transmisión	Tratamiento
Patogenia	

Enfermedades no infecciosas

• Neoplasias.....	245
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico diferencial
Signos Clínicos	Tratamiento

## Enfermedades Misceláneas

1.-Septicemia bacteriana.....	251
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos clínicos	
2.-Síndrome de mal adaptación.....	253
Generalidades	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	
3.-Abscesos.....	256
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos clínicos	
3.1.- Abscesos Aurales.....	258
Generalidades	Signos clínicos
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
4.- Disecdisis.....	261
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	
• Enfermedades asociadas al tracto gastrointestinal	
○ Estomatitis.....	263
○ Deformidades del pico en quelonios.....	263
Generalidades	
Etiología	Diagnóstico
Signos clínicos	Tratamiento
○ Enfermedad entérica iatrogénica.....	265
Generalidades	Patogenia
Etiología	Signos Clínicos

Diagnóstico	Tratamiento
○ Enfermedad hepática.....266	
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
○ Lipidosis hepática.....267	
Generalidades	Lesiones macroscópicas
Etiología	Lesiones microscópicas
Patogenia	Diagnóstico
Signos clínicos	Tratamiento
○ Obstrucción/impactación intestinal.....270	
Generalidades	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
Signos Clínicos	
○ Enteritis y colitis.....274	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	
○ Prolapso cloacal/intestinal.....275	
● Enfermedades asociadas al aparato respiratorio	
○ Enfermedad del Tracto Respiratorio inferior.....275	
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
○ Enfermedades del Tracto Respiratorio superior.....276	
Generalidades	Transmisión
Etiología	Signos clínicos
Diagnóstico	Tratamiento
● Enfermedades asociadas al sistema renal	
○ Cálculos císticos.....279	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	

○ Nefritis.....	281	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Tratamiento
Signos Clínicos		Prevención
○ Gota.....	283	
Generalidades		Lesiones macroscópicas
Etiología		Lesiones microscópicas
Patogenia		Diagnóstico
Signos Clínicos		Tratamiento
● Enfermedades asociadas al tracto reproductivo		
○ Prolapso del órgano cloacal.....	289	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Tratamiento
Signos Clínicos		
○ Distocia.....	292	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Diagnóstico diferencial
Patogenia		Tratamiento
Signos Clínicos		
○ Estasis folicular.....	300	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Tratamiento
Patogenia		Prevención
Signos Clínicos		
○ Celomitis por ruptura folicular o del huevo.....	304	
Generalidades		Diagnóstico
Etiología		Diagnóstico diferencial
Patogenia		Tratamiento
Signos Clínicos		Prevención

Desordenes nutricionales en reptiles

● Privación de agua y deshidratación.....	306
Generalidades	Etiología

Signos Clínicos	Tratamiento
Lesiones Macroscópicas	Prevención
Diagnóstico	
• Reptiles bajos de peso e inanición.....309	
Generalidades	Signos Clínicos
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
• Obesidad.....311	
Generalidades	Signos Clínicos
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Tratamiento	
• Crecimiento acelerado en tortugas terrestres juveniles.....314	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	
• Ingestión de químicos y plantas tóxicas.....316	
Generalidades	Signos Clínicos
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Tratamiento
• Coprofagia.....319	
Generalidades	Signos Clínicos
Etiología	Diagnóstico
Tratamiento	
• Ingestión de cuerpos extraños.....320	
• Enfermedades metabólicas y deficiencias de vitaminas y minerales	
○ Enfermedad metabólica de los huesos.....320	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico diferencial
Patogenia	Tratamiento
Signos Clínicos	Prevención

○ Vitamina A.....	333
Hipovitaminosis A	
Generalidades	Lesiones Microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Signos Clínicos	Tratamiento
Hipervitaminosis A	
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	
○ Vitamina B.....	342
Generalidades	Lesiones Macroscópicas
Etiología	Lesiones Microscópicas
Patogenia	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
○ Vitamina C.....	345
Generalidades	Signos Clínicos
Etiología	Tratamiento
Patogenia	Control
○ Vitamina D.....	347
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Diagnóstico Diferencial
Signos Clínicos	Tratamiento
Lesiones Macroscópicas	
○ Vitamina E.....	350
Generalidades	Lesiones Microscópicas
Etiología	Diagnóstico
Patogenia	Diagnóstico diferencial
Signos Clínicos	Tratamiento
Lesiones Macroscópicas	Prevención
○ Hipoparatiroidismo/Hipoidismo.....	352
Generalidades	Etiología

Patogenia	Diagnóstico
Signos Clínicos	Diagnóstico Diferencial
Lesiones Microscópicas	Tratamiento

#### Causas Físicas de Lesión

• Traumatismos.....	355
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
• Electrocuación.....	360
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
Lesiones macroscópicas	
• Hipertermia y Quemaduras.....	361
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	Control
• Hipotermia.....	365
Generalidades	Diagnóstico
Etiología	Tratamiento
Signos Clínicos	
• Ahogamiento.....	368
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
• Radiación.....	369
Generalidades	Diagnóstico
Signos Clínicos	Tratamiento
Prevenición de Enfermedades.....	370
Bibliografía.....	i
Anexos (en CD)	

## **Resumen**

Debido a que en la actualidad los reptiles han cobrado fama por haberse vuelto del gusto de la gente como animales de compañía poco convencionales, es muy importante dar la información sobre este tipo de fauna silvestre y el médico veterinario debe de tener cuidado en el tipo de animales que vende, ya que algunas de estas especies están en peligro de extinción, por lo que debe tener una información actualizada para poder orientar a sus clientes para evitar comprar animales que no estén aprobados por SEMARNAT. No se debe olvidar la importancia que tienen estos animales en el mantenimiento de sus hábitats (ecología) por lo que es importante la de conservación de estas especies.

Se ha visto la necesidad de implementar material que cubra el conocimiento sobre este tipo de animales, en este caso los reptiles; pues el Médico Veterinario se encuentra ante la presencia de una serie de reptiles de los cuales desconoce la mayoría de cosas, sobre todo de los requerimientos de éstas tanto en alimentación, instalaciones y salud, de ahí que la propuesta de esta tesis sea proporcionar información de fácil acceso a partir de un CD en forma de e-book (libro electrónico) que cubra los puntos de interés relacionados con estas especies.

El CD generado con hipervínculos se agrego con la intención de que las tecnologías de la información permitan a cada estudiante tener la alternativa de planificar y ejecutar su propio estilo de aprendizaje. Se sabe que el aprendizaje es diverso entre los estudiantes, pero en la actualidad se sabe que se está frente a una generación que maneja estas tecnologías y de hecho las busca para aprender. Este tipo de herramienta, puede ser importante para generar un aprendizaje autodidacta.

Así mismo los apartados de instalaciones y alimentación son de ayuda al público en general para darse una idea sobre el mantenimiento y necesidades en cautiverio de estos animales.

## **Introducción**

Las nuevas tecnologías de la información y la comunicación toman cada día mayor auge e importancia en su aplicación dentro de la sociedad en que vivimos y dentro de las diferentes ramas del conocimiento, en este caso en la Medicina Veterinaria. Hoy día ha cobrado gran interés la aplicación de video conferencias desde la mesa de trabajo, correo electrónico, servicios de Internet, entre otras tecnologías que constituyen nuevos canales de comunicación; que se utilizan para potenciar los procesos de enseñanza y aprendizaje. Las tecnologías de la información permiten que cada estudiante tenga la alternativa de planificar y ejecutar su propio estilo de aprendizaje. Pudiendo tomar como modelo otras fuentes de información de mayor dinamismo para continuar aprendiendo el resto de su vida (autodidacta). ([www.contexto-educativo.com.ar](http://www.contexto-educativo.com.ar)).

Debido a que en la actualidad la fauna silvestre a cobrado importancia tanto a nivel ecológico de conservación de especies y que hay una tendencia del ser humano a utilizarla como animales de compañía, se ha visto la necesidad de implementar material que cubra el conocimiento sobre este tipo de animales.

Los reptiles por sus requerimientos y por el pequeño espacio que utilizan son seleccionados para este fin, ya que en la actualidad hay más viviendas de tipo popular (edificios) que casas solas, por lo que muchas veces no se puede tener un perro o gato.

El Médico Veterinario se encuentra ante la presencia de una serie de reptiles de los cuales desconoce la mayoría de cosas, sobre todo de los requerimientos de estas tanto en alimentación, instalaciones y salud, de ahí que la propuesta de esta tesis sea proporcionar información de fácil acceso a partir de un CD interactivo que cubra estos puntos.

El mantener y criar reptiles, ha despegado en los últimos años; desafortunadamente los efectos colaterales de esta popularidad han incrementado la irresponsabilidad y negligencia

de los individuos que las venden, muchas veces extrayéndolas de su hábitat natural, provocando problemas ecológicos, pero además sin saber cómo mantenerlos en cautiverio haciendo de esto una mera actividad económica que hace de la venta irrestricta de estas especies un buen negocio; sin embargo cuando llega alguien a comprar estos especímenes muchas veces no se le da la orientación relacionada a la manutención de los mismos en cautiverio, generando por lo tanto la muerte de los mismos (Suárez 2004, Wissman M. A., 2003). Es por esto que el objetivo de esta tesis es generar información interactiva para la gente interesada sobre los temas antes descritos y promover la conciencia ecológica en los individuos.

Para mantener un reptil en cautiverio es necesario conocer su biología para proporcionar entornos similares a los que tendría en vida libre. De tal forma que las medidas fundamentales serán ofrecer fuentes de calor para proporcionar gradientes de temperatura, una fuente de luz solar o rayos UV principalmente de la gama B, buena calidad de agua y una dieta balanceada. Logrando así el bienestar de los individuos (Portillo, 2006).

Uno de los principales problemas en los reptiles cautivos es la alimentación; ya que es poco probable que la dieta sea la misma que consume en libertad; por lo que son frecuentes los problemas nutricionales (Beynon y Cooper, 1999), entre los que destacan la inadecuada proporción Ca/P, la falta de vitaminas (liposolubles e hidrosolubles) y la sobrealimentación; todos estos factores son predisponentes a enfermedades nutricionales entre las que se encuentran: hipovitaminosis B1, estomatitis necrótica, enfermedad metabólica de los huesos, obesidad, hipovitaminosis A, deformación de la boca, ceguera, retención de huevos, cólico y anorexia posthibernación, entre otras (Beynon y Cooper, 1999).

Los efectos del cautiverio en el funcionamiento del sistema inmune de los reptiles están claramente evidenciados por la aparición de enfermedades infecciosas y su elevada mortalidad en condiciones no adecuadas de alojamiento. Desde décadas atrás, se sabía empíricamente que las condiciones inadecuadas provocaban altos índices de mortalidad en reptiles cautivos (Muñoz, 2001); por ejemplo exceso o falta de humedad; temperaturas inadecuadas, limpieza ineficiente, iluminación sin rayos UV, cambios en la duración de horas luz; no proporcionar lugares para esconderse, superficies rugosas y lugares para baño

y el abandono en general, llevan al animal a presentar enfermedades (Harris, 1994; Patterson, 1995; Walls, 1998; Walls, 2000); entre las que se encuentran: septicemias, retención de huevos, quemaduras, deshidratación, problemas respiratorios, dermatitis vesicular necrozante, descomposición de escamas, infecciones fúngicas, disecdisis (dificultad en la muda de piel), vómitos/regurgitación y traumatismos (Beynon y Cooper, 1999; Mullineaux et al., 2003).

En general, las enfermedades en reptiles se manifiestan por indiferencia o letargia del animal, anorexia, pérdida de peso y deshidratación, estos dos últimos signos son muy evidentes en saurios y ofidios, ya que la piel presenta dobleces. La anamnesis detallada y la exploración sistemática constituyen los pilares básicos para el diagnóstico en la mayoría de las patologías de reptiles. Sin embargo, en muchas ocasiones es necesario integrar el diagnóstico mediante la realización de pruebas complementarias antes de establecer el protocolo terapéutico (Siria, 2006).

También son frecuentes los ataques por perros o gatos; incluso por humanos, por temor a estos animales (Mullineaux et al., 2003).

La manipulación es importante; ya que el propietario puede infringir severas lesiones al animal, nunca debe de ser brusca, porque puede ocasionar contusiones o traumatismos; por ejemplo: en los lacértidos que tengan la capacidad de autotomía, el desprendimiento de la cola al tomarlos de ella y en serpientes una mala sujeción de la cabeza puede hacer que el animal se desnude. Algunas especies deben de tratarse con cuidado porque aunque no sean venenosas pueden ser agresivas. Se ha sabido que algunas veces importadores o tiendas de animales han vendido animales venenosos por desconocimiento de la especie. Por consiguiente, si no se ha identificado una especie, se recomienda que no se maneje ni se compre y en consecuencia tomar las precauciones necesarias (Beynon y Cooper, 1999; Drewnowski, 1998; Mullineaux et al., 2003; Stocker, 2004; Wissman M. A., 2003).

Ya es común referir que México es un país biológicamente mega diverso. A medida que esto se conoce, se resalta que los reptiles contribuyen mucho para el lugar privilegiado que ocupa México. Con un estimado de 717 especies, México es el país más rico en reptiles. Es

más rico que toda Oceanía (686 especies), Indonesia (alrededor de 600) y mucho más rico que países tropicales considerablemente mayores, como Brasil (467) e India (453). (Siria, 2001). Por lo tanto para tener una mayor idea sobre los reptiles más utilizados como mascotas se realizó una encuesta en base a las especies más vendidas de cada género en diversos acuarios, tanto del Distrito Federal como del Estado de México entre las que destacaron:

\*Especies Nacionales: Iguana Verde (*Iguana iguana*); Tortuga de Orejas Rojas popularmente conocidas como tortugas japonesas (*Trachemys scripta elegans*), Tortuga de Panza Roja (*Pseudemys nelsoni*), Tortuga de Panza Amarilla (*Trachemys scripta scripta*); Boa común, también conocida como boa constrictor (*Boa constrictor*); Serpiente de Maíz (*Elaphe spp*) y Serpiente Toro (*Pituophis*) ambas conocidas como cincuates y la Serpiente de Agua (*Thamnophis eques*).

\*Especies Exóticas: Tortuga Sulcata (*Geochelone sulcata*); Tortuga Leopardo (*Geochelone pardalis*); Tortugas mapa (*Graptemys*) Pitón bola (*Pitón regius*).

## **Justificación**

Debido a que en la actualidad la fauna silvestre ha cobrado importancia a nivel de conservación de especies y que hay una tendencia del ser humano a utilizarla como animales de compañía; el Médico Veterinario se encuentra ante la presencia de una serie de reptiles que desconoce, sobre todo sus requerimientos de alimentación, instalaciones y salud, de ahí que la propuesta de esta tesis sea proporcionar información de fácil acceso a partir de un CD interactivo y libro electrónico (e-book) que cubra estos puntos.

## **Objetivos**

### **- Generales:**

Elaborar un CD interactivo que dé al Médico Veterinario y al usuario en general información de fácil acceso sobre la alimentación, instalaciones y enfermedades más frecuentes en reptiles utilizados como mascotas en el D. F. México y zonas conurbadas.

### **- Específicos:**

- 1) Buscar y recopilar material bibliográfico y fotográfico para la elaboración del CD.
- 2) Sistematizar y elaborar los contenidos dentro del CD y libro electrónico (E-book)

## **Material y Método**

Se realizó una recopilación de material impreso en revistas, libros, artículos e Internet que cubrieron los temas tratados en esta tesis. Se elaboró material gráfico con fotografías editadas con Photoshop y videos con Windows Movie Maker y la información del disco interactivo se trabajó con presentaciones que vinculan los temas presentados por medio del programa Macromedia Flash MX 5 y Power Point. El libro electrónico (e-book) contiene toda la información en forma sistemática y se puede imprimir para apoyar al interesado cuando éste no tenga disposición de computadora.

## **Conclusiones**

En base a la recopilación de la información a través de revistas, libros, artículos e Internet; así como de la obtención de diversas fotografías y videos. Se ha creado una herramienta de utilidad y de búsqueda rápida de información para el Médico Veterinario que desconoce de reptiles, así como de consulta y referencia para especialistas, cubriendo los puntos básicos: alimentación, instalaciones y salud, en forma de CD y libro electrónico (e-book).

## Instructivo del Disco Interactivo

Para el óptimo funcionamiento del disco interactivo se requiere que el sistema cuente con:

- Adobe Flash Player
- Office 2007 (versiones anteriores son compatibles, sin embargo la visualización no es la mejor)
- Navegador de Internet
- Lector de DVD

Al introducir el disco aparecerá la siguiente ventana



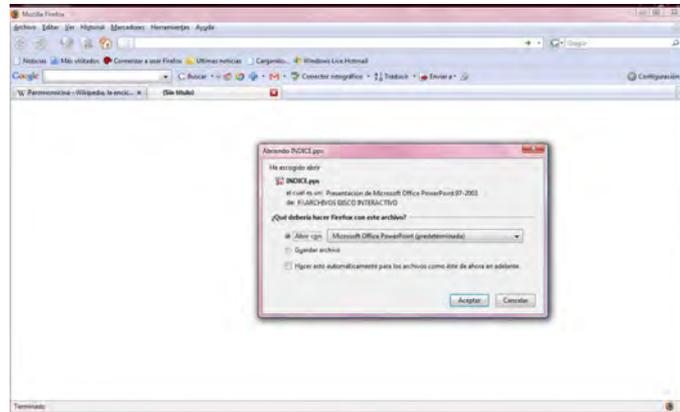
Dar clic en *Ejecutar reptiles.exe*, automáticamente comenzará la introducción del disco



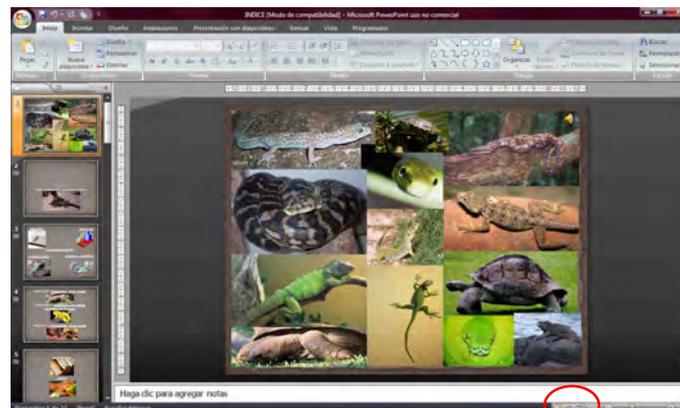
En la esquina inferior izquierda se encuentra el botón para quitar el sonido (doble clic) y en la esquina inferior derecha el botón para saltar el intro. Después de la introducción aparece la pantalla con el botón índice en el centro.



Dar clic en *Índice* y cerrar la ventana a través del botón de cerrar de la esquina superior derecha, para poder visualizar la siguiente ventana que se abre mediante el navegador de internet.



Escoger la opción *Abrir con* y dar clic en *Aceptar* para dar inicio a la presentación de Power point que contiene el índice. Dependiendo de la configuración de cada PC, la presentación con diapositivas no se inicia automáticamente; si no que aparece como una presentación en la cual vamos a trabajar.



Si esto sucede apretar la tecla F5 o la tecla de presentación con diapositivas que está en la parte inferior de la pantalla, para iniciar la presentación. El contenido del índice cuenta con hipervínculos (palabras subrayadas) los cuales llevan al tema de interés seleccionado, en cada presentación hay vínculos de regreso al índice, para poder acceder a otros temas; también se puede salir de la presentación apretando la tecla *Esc* del teclado.

## **CAPITULO 1**

### **ALIMENTACIÓN DE LOS REPTILES**

Cada especie tiene requerimientos específicos de alimentación manifestados en adaptaciones digestivas y metabólicas, que definen los requerimientos de agua, calorías y nutrientes; además siguen un ciclo anual de nutrición, el cual se relaciona con las condiciones climáticas/ambientales (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Los reptiles en cautiverio tienen pocas probabilidades de que su dieta sea la misma que seguirían en libertad, por lo que son frecuentes los problemas nutricionales al proporcionar dietas deficientes, inapropiadas, no balanceadas o excesivas, dando como resultado un crecimiento acelerado y obesidad entre otras cosas; aunado a esto, el estrés del cautiverio afecta negativamente la ingesta de comida y la utilización de nutrientes. Sin embargo una dieta correcta y un buen manejo en la alimentación, pueden utilizarse para minimizar de manera efectiva los efectos del estrés, ya sea por cautiverio, enfermedad o por proceso quirúrgico. Siendo una base la dieta que imita a la que los animales encontrarían en libertad (Alderton, 2002; Beynon y Cooper, 1999; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

La cantidad y calidad de los alimentos es importante, por lo que se les debe de alimentar con comida de la más alta calidad; siendo los alimentos frescos los ideales; ya que los alimentos viejos pueden contaminarse con bacterias y hongos. La baja tasa metabólica y la alta eficiencia en la conversión de los alimentos de los reptiles, lleva frecuentemente a la sobrealimentación de los ejemplares cautivos, la cantidad que se proporciona de comida debe al menos asegurar el crecimiento normal o el mantenimiento del peso del animal (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los alimentos congelados por más de 6 meses son inapropiados, ya que pierden sus nutrientes; sin embargo periodos cortos de congelación incrementan la digestibilidad de algunas plantas, aunque esto no se puede aplicar al pescado, ya que reduce su contenido de tiamina. El cocinar los alimentos los suaviza; sin embargo se recomienda dar alimentos no cocidos, sobre todo a los herbívoros (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

A diferencia de los mamíferos los reptiles disminuyen su gasto energético a bajas temperaturas (Mader, 2006).

### **1.-Importancia de la temperatura en la digestión**

Al ser criaturas ectotérmicas su temperatura corporal se ve afectada por la temperatura ambiental, debido a esto, la ingesta de comida, la digestión, la absorción de nutrientes y la tasa metabólica cambia. Por lo anterior, un reptil en un ambiente frío baja su actividad metabólica, en consecuencia disminuye su ingesta de comida y agua (muchas especies dejan de alimentarse cuando estén fuera del rango de 20-32°C); disminuye la absorción de nutrientes y digestión, cesando una vez que la temperatura cae a 6°C; lo cual da lugar a la putrefacción de la ingesta. La absorción de productos tóxicos putrefactos, pueden ser causantes de mortalidad durante la hibernación o de síndromes como la paresia de los miembros posteriores. De manera que los reptiles deberán ser mantenidos en su apropiado rango de temperatura, para que puedan llevar a cabo una correcta digestión, a menos que se hagan preparativos para la hibernación, en cuyo caso se dejara de alimentar al animal para evitar los problemas antes mencionados (Alderton, 2002; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

En el caso de los quelonios la mala digestión y la constipación son condiciones que ponen en peligro la vida de estos; ya que aumenta la distensión intestinal comprimiendo los pulmones y la mayoría de los vasos sanguíneos, debido a su posición anatómica (Girling y Raiti, 2004).

Por otro lado los reptiles subalimentados en un vivario que posee una temperatura cálida, pierden peso rápidamente debido a una alta tasa metabólica; sin embargo una subalimentación prolongada con un clima cálido llevan al animal a presentar inanición evidenciada por el estado caquéxico del animal y la disminución de la tasa metabólica a pesar de la temperatura (Mader, 2006).

## 2.-Nutrimentos necesarios de acuerdo al tipo de dieta

El tracto digestivo de los reptiles varía de uno relativamente corto y simple para la digestión y absorción en intestino delgado (carnívoros), a uno largo para la fermentación en el intestino grueso (herbívoros). Los carnívoros (incluyendo insectívoros) usan las proteínas y grasas como fuente de energía; los herbívoros utilizan los carbohidratos solubles y la fibra fermentada; mientras que los omnívoros utilizan las 3 fuentes (Mader, 2006).

### 2.1.- Carnívoros

Los carnívoros sanos consumen grandes cantidades de proteína (25-60% de la Energía Metabolizable [EM]) y grasa (30-60% de la EM) (ver Fig.1). La ingesta de carbohidratos está limitada a aquellos encontrados en las presas herbívoras. Los reptiles carnívoros requieren de proteínas de alta calidad, lo cual es irrelevante cuando se alimentan de presas completas; sin embargo es crítico en reptiles que necesitan de alimentación asistida. Las fuentes de proteína que no provienen de la carne, como el gluten de maíz, la soya y la caseína son inadecuadas, al igual que las dietas para perros y gatos, ya que como proteínas contienen algunos de los elementos anteriores; además requieren de nutrientes adicionales a la dieta como el aminoácido taurina y ácidos grasos como el ácido araquidónico (Mader, 2006).

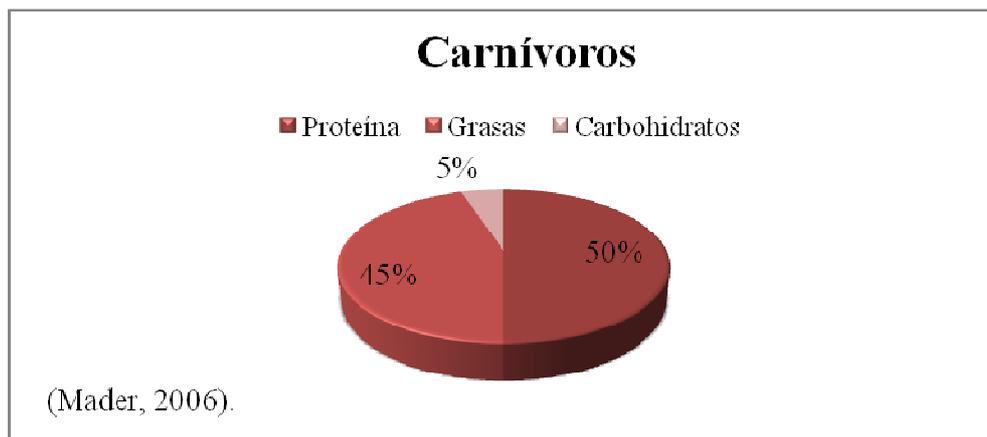


Fig. 1. Consumo de nutrimentos en porcentaje de mayor a menor de los reptiles carnívoros.

## 2.2.-Omnívoros

Los reptiles omnívoros tienden a consumir mayor cantidad de proteínas y grasas cuando son juveniles que como adultos (ej. Tortuga de orejas roja y Dragón barbado), por lo que las recomendaciones para los animales que llevan este tipo de dietas es que mantengan una dieta a base de carne cuando son juveniles e ir introduciendo e incrementando gradualmente la cantidad de materia vegetal a medida que el crecimiento del animal disminuye, una cantidad pequeña de carne puede mantenerse durante toda la vida del animal (ver Fig.2) (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

En algunas situaciones es de beneficio limitar el consumo de proteínas, ya que al limitar el consumo de nitrógeno se inhibe el desarrollo de los folículos ováricos pre hibernales, pues la producción de huevos se estimula cuando las tortugas tienen reservas proteicas, esto también aplica a otros reptiles que maduren sus folículos de esta manera (Girling y Raiti, 2004).

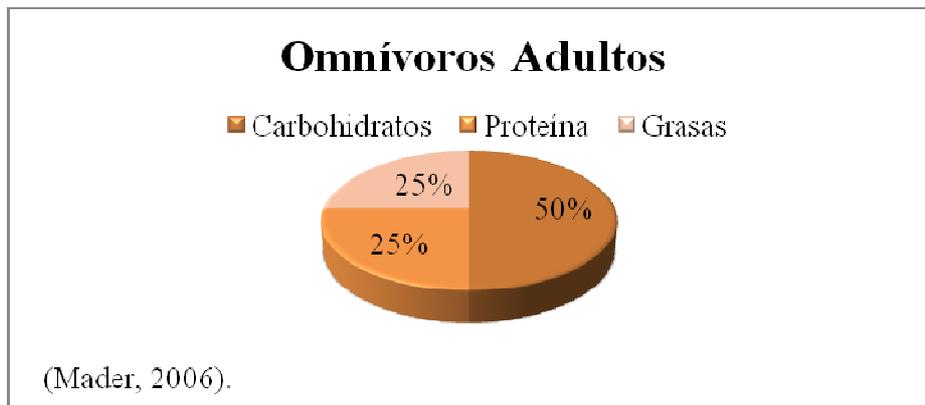


Fig.2. Consumo de nutrimentos en porcentaje de mayor a menor de los reptiles omnívoros adultos

## 2.3.- Herbívoros

Los herbívoros sanos consumen un 15-35% de EM de proteína, menos del 10% en grasa y más del 50% en carbohidratos (ver Fig.3). La ingesta de fibra va del 15% al 40% de la materia seca, esta fibra es fermentada en el intestino grueso donde se convierte en ácidos grasos de cadena, los cuales nutren a los enterocitos y los proveen de energía. Los reptiles

herbívoros tienen grande el colon proximal, además de tener varios septos y válvulas (esto último en iguanas), los cuales están asociados con la fermentación posterior y disminuyen el paso de la fibra, lo cual da tiempo a una buena digestión de la celulosa por parte de las bacterias y protozoarios simbiotes; se cree que los nematodos como oxiuros y atractidae en iguanas, ayudan a mezclar y romper los alimentos e incluso que regulan la flora intestinal. Los reptiles pueden obtener del 23-64% de su energía digestible de la fibra; la falta de fibra en la dieta o el exceso en carbohidratos de rápida fermentación pueden llevar a un cambio detrimental en la flora intestinal, así mismo el exceso de fibra limita la ingesta de calorías e inhibe la absorción de minerales. (Alderton, 2002; Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

Los requerimientos proteicos de los reptiles herbívoros van de un 14-35% de la Materia Seca. La cantidad de proteína tolerada no se encuentra bien documentada y sus requerimientos varían de acuerdo a la calidad y cantidad, la excreción de nitrógeno y sus efectos a nivel renal llevan a estimados conservadores. El porcentaje más alto de proteína está recomendado para el crecimiento y cuando el animal está estresado. Se ha demostrado que la comida seleccionada por iguanas de vida libre es más rica en proteínas (13-33%) que aquella que rechazan (7-17%) y se ha demostrado que las iguanas tienden a crecer mejor cuando tienen una dieta con un 25% de materia seca correspondiente a un 5-8% de proteína. Los requerimientos proteicos tienden a disminuir alrededor de los 24 meses de edad. Las proteínas vegetales no poseen los suficientes aminoácidos esenciales (lisina, metionina, cistina, triptofano y treonina) y varían en su contenido de aminoácidos; mientras que la proteína animal de alta calidad contiene las proporciones óptimas, sin embargo contiene grasa, fósforo y purinas, las cuales pueden causar gota. Aun así, hay plantas con altos niveles de purinas (50-150mg/100g) como los espárragos, cereales de grano entero, coliflor, frijoles, chicharos, espinacas, hongos y germen de trigo (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

Los reptiles herbívoros presentarán problemas digestivos si la dieta contiene más del 12% de grasa (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

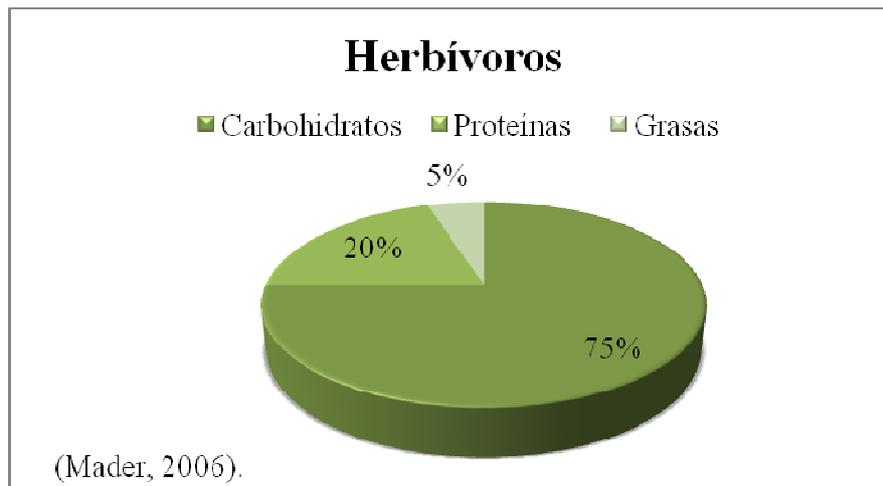


Fig.3. Consumo de nutrimentos en porcentaje de mayor a menor de los reptiles herbívoros

### 3.- Agua

Todos los reptiles cautivos deben tener acceso al agua. La forma de administrarla será de acuerdo a los requerimientos de la especie, por ejemplo ciertos lagartos necesitan ver el reflejo de la luz en las gotas de agua para beberla, algunos lagartos y serpientes pueden no aceptar el agua en contenedores; pero usualmente lamerán pequeñas cantidades de agua, como gotas en el follaje; por lo que el agua se proporciona mediante sistemas de goteo, puede ser un inyector de neblina o botellas con aspersor (1 ó 2 veces al día), en el mercado se encuentran dispositivos para ofrecer agua de esta manera por ejemplo el “big dripper” y el “little dripper” (ver sección de humedad) (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

En las especies que tomen agua de contenedores se procurará que esté sea lo suficientemente grande para permitir que el reptil se pueda bañar en él, para las tortugas terrestres el nivel de agua debe ser poco profundo, se recomienda llegue hasta el plastrón; para iguanas y serpientes puede ser un poco más profundo, a estas los baños también les ayudan con la muda de piel, estimulan la defecación y la bebida (ver Fig. 7 y 8). Los baños de inmersión los puede llevar a cabo el dueño en caso de que no se pueda colocar una área para este fin dentro del terrario; los baños deben ser cada 5-10 días y diario en recién nacidos. Cuando los reptiles son puestos en baños de inmersión tienen la capacidad de tomar agua en su cloaca a esto se le conoce como “*drinking cloaca*”, sin embargo esta no

deberá reemplazar la forma de bebida oral, pues no puede corregir el balance de fluidos extracelulares (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

Algunos animales se rehúsan a tomar agua de contenedores plásticos esto puede deberse a que cambian el sabor del agua o le dan cierto olor, esto se corrige al cambiar el contenedor de plástico por uno de vidrio, acero inoxidable o cerámica (Mader, 2006).

El agua que se proporciona debe estar limpia, de preferencia usar agua de garrafón, el agua de la llave esta clorada, por lo que su uso inmediato no se recomienda pues el cloro puede dañar al animal, se debe dejar reposar el agua 24 hrs para que el cloro sea inocuo, si se duda de la calidad del agua se puede clorar, añadiendo 2-4 gotas/litro (8-16 gotas/galón) y luego dejarla reposar como se menciono anteriormente (Mader, 2006).

#### **4.- Tipos de alimentos**

##### **4.1.- Presas vertebradas**

Las presas más comunes son ratones y ratas de varios tamaños y edades, otras presas que se ofrecen incluyen peces, ranas, sapos, lagartos, serpientes, pollos, finches, patos, jerbos, conejos y cobayos. Para los carnívoros, la presa completa provee aminoácidos esenciales y proteínas de alta calidad, así como lípidos, vitaminas y minerales traza. Las presas saludables y bien alimentadas se consideran completas y balanceadas. Hay que ofrecer de 2 a más especies diferentes de presas, pues existen diferencias en el contenido nutritivo entre las presas vertebradas; la dependencia de una presa única es frecuente en serpientes y puede ser inevitable (Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007).

La composición nutricional de la presa se ve afectada por la edad, la salud, la dieta y el ambiente, por ejemplo los ratones viejos pueden estar obesos o bajos de peso; cuando están obesos generalmente contienen más del 50% de grasa en su cuerpo, lo cual lleva a padecer al predador deficiencias nutricionales y obesidad. Cuando la presa esta baja de peso, provee al depredador de un exceso de minerales y pocas calorías, lo que lleva a una baja ingesta de energía. Se han estado haciendo estudios con respecto a la calidad nutricional de

los “*pinkies*” (ratones recién nacidos), hasta ahora solo se sabe que proveen suficiente calcio y vitamina A, sin embargo se necesita más información, los reptiles alimentados con “*pinkies*” deben complementar su dieta con invertebrados suplementados o vertebrados adultos, para asegurar una dieta completa (Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007).

Hay riesgo de que las presas tanto salvajes como comerciales puedan transmitir parásitos y organismos patógenos a los reptiles, una medida que se sugiere para evitar la infección del animal es congelar y descongelar la presa antes de proporcionarla al animal. Un problema de dar presas vivas es que pueden lastimar seriamente a los reptiles mediante rasguños y mordeduras (ver fig. 93) por lo que es mejor dar presas muertas, los roedores que tengan alrededor de 2.5 semanas (ojos abiertos y peludos) deberán de sacrificarse antes de ofrecérselos al reptil (Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007).

Las presas recién muertas son igual de nutritivas que las presas vivas y el congelamiento por cortos periodos no destruye los nutrientes, mientras que los alimentos congelados por más de 6 meses resultan en deterioro del olor, sabor y textura (la grasa se enrancia y altera el sabor) y se pierden los nutrientes lábiles; también se debe tomar en cuenta el grado de hidratación de la presa y un método de descongelación que conserve la humedad del animal, pues los reptiles carnívoros no solo dependen de sus presas como fuente de nutrientes sino también de cómo fuente de agua (Coborn, 1995; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La elección del tipo de roedor con que se alimenta es importante; por ejemplo una pitón real (*Python regius*) devorará antes a un jerbo que es más parecido a un ratón salvaje, que a un ratón albino o de colores (Beynon y Cooper, 1999).

Algunas especies son difíciles de alimentar en cautiverio ya que su alimentación se ha especializado; por ejemplo hay serpientes como la arborícola Jackson (*Thrasops jacksoni*) que solo se alimenta de lagartos, la culebra americana (*Thamnophis* spp.) o culebra de agua (*Natrix* spp.) se alimentan de peces grandes como el lucio, por lo que deben de alimentarse

con peces de un tamaño similar al que comerían en libertad (Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; Manual Merck de Veterinaria, 2007).

Las recomendaciones para el tamaño de la presa es dar presas grandes a animales grandes y presas pequeñas a animales pequeños una medida que se puede tomar a consideración es que el tamaño de la presa debe de ser del 10 al 30% de la masa corporal del predador (Mader, 2006).

#### 4.2.- Presas Invertebradas

En el mercado se pueden encontrar invertebrados como grillos, tenebrios, sofobas, gusanos y mariposas de seda, gusanos de cera y palomillas, cucarachas, moscas, moscas de la fruta, lombrices, orugas y colémbolos (*springtails*) (ver Fig.4). De vida libre, se pueden obtener grillos, chapulines, esperanzas, escarabajos, mantis religiosas, insectos palo, langostas, caracoles, cochinillas, etc. El conocimiento de la biología de las presas invertebradas; así como su mantenimiento es importante si se quieren mantener y reproducir (Mader, 2006).



Fig.4. Los colémbolos o “*springtails*” son ideales para reptiles insectívoros pequeños

Muchas especies proveen al menos 30% de EM de proteína, 40% de grasa y menos del 15% de carbohidratos, sin embargo los invertebrados que venden en las tiendas de mascotas están sin comer; por lo que no contienen los niveles óptimos de grasa, proteína y otros nutrientes. La calidad de proteína de los invertebrados es igual o mejor a la proteína de soya; pero es menor a la albumina de la leche, la cual es ideal. Se cree que en los reptiles insectívoros, al igual que en los pollos, su dieta está limitada en arginina y metionina, sobre todo la arginina debido a su poca síntesis en el ciclo del ácido úrico (Mader, 2006).

Se recomienda agregar suplementos a la superficie externa de los invertebrados como calcio y vitaminas antes de darlos al reptil, debido a que los invertebrados poseen un bajo contenido de calcio (a excepción de los caracoles y lombrices de tierra que ingieren suelo

rico en calcio), lo cual previene las deficiencias nutricionales, sin embargo el que les den insectos espolvoreados no descarta deficiencias o toxicidad (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Generalmente en los reptiles que son alimentados a diario, se recomienda que su alimento sea espolvoreado una o dos veces a la semana, la suplementación se va disminuyendo conforme el animal crece. Se deben evitar los insectos que han estado en contacto con pesticidas o herbicidas; el tamaño de la presa a ofrecer no debe ser mayor del ancho de la cabeza del predador (Mader, 2006).

Los insectos deben de estar vivos a la hora de dárselos a los reptiles, ya que el movimiento de la presa estimula el comportamiento de predación, se recomienda dar variedad a la dieta (caracoles, babosas, escarabajos, mantis, moscas, palomillas) y no encasillarse en 1 o 2 elementos, además deben de estar sanos y bien nutridos para que sean de provecho al predador. Los insectos que no hayan sido ingeridos se deben retirar del terrario ya que pueden atacar al reptil. Evitar luciérnagas y mariposas ya que son tóxicas (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

#### **4.3.- Materia verde**

Las proporciones de hojas verdes, frutas y vegetales varían entre especies; por ejemplo las especies desérticas y de climas áridos tienden a aceptar y metabolizar mejor los henos, cactáceas y frutas secas y su ingestión de fibra debe ser de 15% de la materia seca; la fruta en estas especies con frecuencia se fermenta rápidamente, pudiendo llevar a una acidosis láctica o a la presentación de diarrea; además de disminuir la cantidad de fibra. En contraste los reptiles de climas tropicales prefieren comidas más dulces y toleran una mayor cantidad de fruta en su dieta y es más baja su ingesta de fibra. Muchos reptiles se orientan por el color de la comida, gustando de aquellas que tengan colores rojos, amarillos y naranjas; gustan mucho de las fresas, manzanas, calabazas, plátanos, mango y papas dulces (Mader, 2006).

- Vegetales de hojas verdes: hay una gran cantidad de ensaladas las cuales incluyen endivia, escarola, lechuga romana, amaranto, col berza, diente de león, col rizada, hojas de mostaza, espinacas, en las tiendas ya venden algunas ensaladas picadas y empaquetadas y una que gustan mucho los reptiles herbívoros es la mezcla primavera. La lechuga común no debe de figurar entre los elementos principales de la dieta, pues es poco nutritiva (todo tipo de lechuga necesita de suplementación), sin embargo son mejor nutricionalmente que la mayoría de las frutas (Mader, 2006).
- Otros vegetales: las zanahorias, pimientos, calabazas y papas dulces dan mucho color y son sabrosos, las leguminosas son una buena fuente de calcio y proteínas como los frijoles, alfalfa y guisantes (Mader, 2006).
- Frutas: La mayoría de los reptiles tropicales comen frutas entre las favoritas se encuentran el plátano, el mango y la papaya, otras frutas son la manzana, higo, guayaba, kiwi, melón, durazno, pera, piña, uvas y sandía. Muchos disfrutan de las bayas como la zarzamora, arándano, moras, frambuesa, y fresas (Mader, 2006).
- Hojas y retoños: Las tortugas terrestres e iguanas se alimentan de tréboles, diente de león, hojas de parra, hibiscos, rosas, pothos o teléfono y capuchina (Mader, 2006).
- Heno: provee el 25-40% de la fibra cruda, sin embargo los que se encuentran en el comercio proveen menos de la mitad, hay henos comerciales en tiendas para mascota, también se pueden conseguir en forrajearías, también se pueden adquirir productos que contienen fibra como celulosa, salvado (pueden irritar el intestino grueso) o psyllium (metamucil) (Mader, 2006).
- Pastos: las tortugas terrestres que se dejan pastar no son selectivas y pueden ingerir pastos como el Timothy, Orchard, Johnson y pasto azul de Kentucky, especies grandes pueden llegar a ingerir cactáceas, arbustos y vides (Mader, 2006).

Se debe tener cuidado con plantas que contienen oxalatos, por ejemplo: espinaca, ruibarbo (NUNCA altos niveles de oxalatos), col, papa ya, remolacha, entre otros. Los oxalatos dejan indisponible al calcio y a los minerales traza para su absorción; las deficiencias se

presentan cuando en la dieta predominan este tipo de plantas; así mismo hay plantas goitrogenas las cuales contiene tiocianatos (coles, mostaza, nabo y otras crucíferas) que provocan bocio o hipotiroidismo al dejar indisponible al yodo. Aunado a esto los reptiles herbívoros presentan problemas debido a que sus propietarios basan su dieta en lechuga, pepino y tomate, los cuales poseen una proporción calcio-fósforo inferior a 1:1, tienen alto contenido de agua y son poco nutritivos por lo que es necesario algún tipo de suplemento y complementarse con otros alimentos más nutritivos; para conocer más sobre estos problemas y sus tratamientos ver el apartado correspondiente a enfermedades nutricionales (Beynon y Cooper, 1999; Mader, 2006; Siria et al., 2002).

Para evitar los problemas anteriores se recomienda una dieta bien balanceada y suplementada con calcio, vitaminas, minerales, sal iodada o kelp (se debe cuidar de no sobredosificar ,ya que también se producirá bocio, se sugiere que la cantidad a administrar sea de un cuarto a un tercio de la ingesta diaria recomendada en humanos; la cual es de aproximadamente 60µg [sin tomar en cuenta crecimiento o reproducción] o se puede administrar alrededor de 0.3 mcg o g/kg/día) (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Hay plantas que son tóxicas para los reptiles sobre todo para los herbívoros por lo que se recomienda revisar el anexo sobre plantas venenosas (Mader, 2006).

Toda la materia verde deberá de ser bien lavada y desinfectada antes de dárselas a los reptiles y se desechan las hojas que ya estén marchitas, el alimento deberá de picarse a un tamaño adecuado para el consumo del animal, a muchos animales les gusta llenar su comida con tierra por lo que se tendrá cuidado para evitar la contaminación fecal, la mayoría prefiere los platos planos a los tazones (Mader, 2006).

#### **4.4.- Dietas comerciales**

Teóricamente las dietas comerciales son una manera de proveer una dieta completa y balanceada, y son buenas siempre y cuando cumplan con la adecuada provisión de calorías y nutrientes esenciales para la especie en cuestión; por lo que no todas cumplen con los

requisitos, ya que carecen de estudios científicos y la mayoría de las veces los componentes no corresponden a lo que dice la etiqueta (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

- Pellets para carnívoros: todos los carnívoros necesitan alimentarse de presas, pero pueden acostumbrarse a los pellets. Los pellets diseñados para truchas tienen un alto contenido en proteínas y grasas, los pellets diseñados para carpas koi y peces gato son moderados en proteínas y grasas, el ingrediente principal de estos pellets es la carne de pescado. Algunos productos no adicionan vitaminas y minerales esenciales y en algunos casos los procesos de extrusión y pelletizado destruyen parcialmente las vitaminas lábiles; por lo anterior se recomienda la suplementación. Además para que los reptiles carnívoros acepten los pellets deben de presentárseles desde pequeños. En el mercado se pueden encontrar presas congeladas: ratones, ratas, conejos, pollitos y codornices de diferentes tamaños y garantizan la buena nutrición y frescura de las presas.
- Pellets para omnívoros y herbívoros: estos productos contienen ingredientes animales y vegetales, la mayoría contienen colorantes y aromatizantes para aumentar la aceptación. La mayoría de los pellets contiene una cantidad mínima de agua (10-12%) en comparación con las ensaladas frescas (85-92%) y los insectos (60-70%); por lo que los reptiles alimentados a base de pellets tienen una ingesta menor de agua. Entre los ingredientes de los pellets podemos encontrar maíz, soya, carne de pollo, alfalfa y trigo, las deficiencias nutricionales de algunas marcas de pellets son compensadas con pellets de varias figuras y colores, que los hacen atractivos para el dueño, pero no nutren al animal. Los pellets a base de plantas tienen de un 10-12% de grasa, mientras que las ensaladas contienen una cantidad todavía menor y los insectos contienen entre un 30 a 60%. La grasa es importante para los omnívoros pues provee las calorías necesarias para el crecimiento, reproducción y ácidos grasos esenciales para el desarrollo de tejidos vitales como el cerebro (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

Ahora ya se puede encontrar insectos enlatados criados en granjas, los cuales han sido sometidos a un proceso de cocción dentro de la misma lata, para mantener su valor nutricional, sabor y aroma, podemos encontrar, gusanos de seda, caracoles, saltamontes, grillos y tenebrios; así mismo para los reptiles herbívoros, encontramos frutas enlatadas como papaya, mango y plátano (<http://www.bigappleherp.com/REPTILE-SUPPLIES/Ready-to-use-Foods>).

#### **4.5.- Suplementos**

Las vitaminas y minerales deben adicionarse a dietas a base de insectos, ensaladas y vertebrados eviscerados o deshuesados. La vitamina D<sub>3</sub> deberá incluirse en la dieta, a menos que el reptil pase la mayor parte del tiempo a la exposición de la luz solar sin filtrar o tenga focos de amplio espectro; generalmente los suplementos de calcio incluyen vitamina D, el colecalciferol o vitamina D<sub>3</sub> puede estar presente en las etiquetas como colecalciferol, estero animal, estero animal D-activado, estero animal irradiado o vitamina D<sub>3</sub>, no se debe asumir que el termino vitamina D en la lista de ingredientes es en verdad vitamina D ya que puede ser vitamina D<sub>2</sub> la cual es indisponible para los reptiles. La adición de los suplementos al agua no se recomienda ya que las vitaminas se descomponen y se afecta el consumo del agua; así mismo su adición en las ensaladas puede disminuir su palatabilidad; aun así se prefiere que se adicionen a la comida que al agua (Mader, 2006).

El calcio puede proveerse en forma de cal en piedra (38% de calcio) o sales de calcio: carbonato (40% de calcio), lactato (18% de calcio) y gluconato (9% de calcio); también como polvo de cascara de huevo (contiene altos niveles de calcio y es seguro). El calcio y el fósforo pueden ser suplementados con hueso molido (24% de calcio y 12% de fósforo) y fosfato dicalcico (18-24% de calcio y 18% fósforo) (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las sales de calcio están disponibles en forma de tabletas y pueden ser colocadas en la cavidad torácica y abdominal de las presas vertebradas o pueden molerse y espolvorearse en las presas y ensaladas. Ciertas vitaminas se descomponen con la luz y la humedad por lo que la vida de anaquel de la mayoría de los suplementos se restringe a unos cuantos meses

después de su manufactura, por esta razón no se recomienda el uso de productos que carezcan de fecha de caducidad. Los suplementos deberán almacenarse en un lugar fresco y oscuro (Mader, 2006).

La mayoría de los dueños de reptiles gusta que sus mascotas luzcan sus colores al máximo y el mercado se ha encargado de satisfacer esa necesidad creando geles que se añaden a la comida, que contienen beta carotenos y antioxidantes, que aumentan la intensidad del color (<http://www.bigappleherp.com/REPTILE-SUPPLIES/Ready-to-use-Foods>).

### ALIMENTACIÓN DE LOS QUELONIOS

Los quelonios pueden ser carnívoros, omnívoros o herbívoros y hay algunas especies que conforme van creciendo cambian su alimentación (ver tablas 1 y 2); por ejemplo las tortugas acuáticas del género *Trachemys* tienden a ir de una dieta carnívora a una más omnívora a medida que crecen; llegando a ser vegetarianos de adultos. Esto es un reflejo del cambio de los requerimientos alimenticios, desde su fase de mayor desarrollo hasta la madurez. Una apropiada nutrición de los quelonios permite un adecuado crecimiento, conformación del caparazón y capacidad reproductiva (Alderton, 2002; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

**TABLA 1**

**Clasificación de Algunas Tortugas Terrestres de acuerdo a su Dieta**

<b>Herbívoras</b>	<b>Omnívoras</b>
Tortuga Sulcata	Tortugas de Caja
Tortuga Leopardo	Tortugas Terrapenes
Tortuga de Patas Amarillas	Tortugas Articuladas
Tortuga Radiada	Algunas tortugas de caja asiáticas
Tortuga de Chile	
Tortugas de la especie <i>Testudo</i>	

(McArthur et al, 2004).

**TABLA 2****Clasificación de Algunas Tortugas acuáticas de acuerdo a su Dieta**

<b>Herbívoras</b>	<b>Omnívoras</b>	<b>Carnívoras o predominantemente carnívoras</b>
Son muy pocos las tortugas acuáticas herbívoras como la Tortuga de Tejado India	Tortugas Pintadas	Tortuga de Estanque Europea
Emididos adultos de Norte América	Tortuga Moteada junto con las demás especies de <i>Clemmys</i>	Tortuga cocodrilo y caimán
	Tortugas Mapa	Tortuga Mata mata
	Tortugas de Pantano	Tortugas de caparazón blando
	Tortuga de Orejas Rojas	Tortuga escudo
	Tortugas del género <i>Phrynops</i>	Tortugas de Cuello Largo
	Tortugas sudamericanas del género <i>Platemys</i>	

(McArthur et al, 2004).

**Alimentación de los quelonios omnívoros**

La mayoría de los quelonios omnívoros son principalmente carnívoros durante su juventud, pero conforme maduran van aumentando su consumo de materia vegetal. Se sugiere que su dieta en cautiverio contenga materia vegetal y animal en proporciones de 75:25 a 90:10 (Alderton, 2002; Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004).

En libertad las especies omnívoras tienen acceso a una gran variedad de alimentos vivos, frecuentemente insectos como lombrices de tierra, caracoles, babosas, cien pies, pupas, gusanos, cochinillas, grillos, etc. Para tener una mayor idea de los componentes que puede contener una dieta para estas especies en cautiverio se recomienda ver la tabla 3 y 4 (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

**TABLA 3**

**Componentes Recomendados para la Dieta de Tortugas Terrestres Omnívoras**

Lombrices, babosas, caracoles, miriópodos, cochinillas, entre otros invertebrados
Pinkies (ratones recién nacidos)
Ratón adulto despellejado y picado
Vegetales y pastos (hongos, lechuga)
Frutos caídos (plátanos, duraznos, tomates)

(McArthur et al, 2004).

**TABLA 4**

**Componentes Recomendados para la Dieta de Tortugas acuáticas Omnívoras**

Pellets para tortugas (Tortuguetas [Petmmal], ReptoMin@sticks [Tetra])
Hojas verdes
Frutos
Comida enlatada para perros baja en grasa
Croquetas para perro rehidratadas bajas en grasa
Pellets para peces de estanque
Pescado entero crudo
Carne fresca (hígado)
Insectos (gusanos rojos, gusanos tubifex, artemias)
Gambas

(McArthur et al, 2004).

Ya que los insectos contienen mayor cantidad de fósforo que de calcio (sobre todo las larvas), deberán ser suplementados con vitaminas y minerales (calcio), para evitar la presencia de deficiencias nutricionales. Por lo que los insectos deberán ser alimentados con una dieta rica en vitaminas y minerales sobre todo calcio, 24h antes de ser ofrecidos al reptil; a esto se le conoce como “gut loaded” en ingles, y momentos antes de ofrecerlos también deberán de ser espolvoreados. Ocasionalmente se les puede proveer de una pequeña cantidad de carne, pescado o comida para perro “LIGHT” (alimentos normales son altos en grasa), con el fin de mantener una dieta balanceada (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La frecuencia de inclusión de materia animal en la dieta, depende del estilo de vida del animal y el grado de consumo de carne de la especie, las cantidades excesivas de comida para gatos, perros o de mono, provocan problemas de mineralización metastásica; ya que contiene altos niveles de vitamina D3. La mayoría de los omnívoros se rehusaran a comer

los vegetales y frutas frescas, mostrando preferencia por el material vegetal maduro (McArthur et al, 2004).

En cuanto a las tortugas acuáticas, también se desarrollan bien con una adecuada combinación de material animal y vegetal, los camaroncitos secos carecen de un balance adecuado de vitaminas y minerales, mientras que los pescados grasos en grandes cantidades producen esteatosis, hígado graso y deficiencia de vitamina B por el exceso de tiaminasas. Por lo que una dieta adecuada se basa en un balance de ingredientes, se puede administrar una pequeña cantidad de comida para perros baja en grasa 1 vez por semana ocasionalmente, y siempre deberán preferirse los ingredientes naturales (McArthur et al, 2004).

Se debe recordar que las dietas altas en proteínas tienen un mayor contenido de fósforo en relación al calcio, por lo que se deben de suplementar con calcio (ej. Calciosol con fijador) y algunos pescados contienen tiaminasas, por lo que también hay que suplementar con vitamina B1 (ej. Tiaminal B-12, Benerva®. Laboratorios Roche), para asegurar la ingesta (pues los animales se alimentan en el agua y se pierden los suplementos) se recomienda licuar todos los ingredientes y posteriormente agregar grenetina a la mezcla, para hacer una gelatina la cual evita la pérdida en el agua del calcio y vitaminas asegurando su consumo (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).

La clave es evitar que los animales se encasillen con uno o dos alimentos, ya que frecuentemente se vuelven adictos a la carne o al pescado; lo cual resulta en una dieta deficiente. Es importante tener un tanque aparte del principal para que se los animales sean trasladados a este a la hora de comer y así reducir la contaminación del agua del tanque principal (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).

Proporciones adecuadas de una dieta para las tortugas de orejas rojas, tortugas pintadas y de pantano y apestosas.

- 60-70% materia animal: sofobas, grillos, larvas de gusano de cera, lombrices de tierra, tubifex, artemias, caracoles acuáticos, peces pequeños, pellets de trucha o

croquetas para perro bajas en grasa, evitar el uso de carne cruda o cocida, especialmente en juveniles por su bajo contenido en calcio, los tubifex y los caracoles pueden traer parásitos.

- 20-30% vegetales de hoja verde o plantas acuáticas.

En libertad se alimentan de caracoles, babosa, insectos, cangrejos, otros invertebrados acuáticos, renacuajos, peces pequeños, carroña, algas y plantas acuáticas, y como se menciona en un principio las tortugas omnívoras juveniles son más carnívoras y se van volviendo más herbívoras conforme van madurando. A los adultos se les puede alimentar de 2-3 veces por semana y solo darles una cantidad de comida que puedan ingerir en unos 30-40 minutos, se recomienda dar plantas acuáticas como lenteja de agua, lechuga de agua, Jacinto de agua junto con otras plantas acuáticas y plantas de pantano, que formen parte sustancial de las dietas de los adultos (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).

### **Alimentación de los quelonios herbívoros**

La fermentación microbiana de la ingesta ocurre en el intestino grueso, los microorganismos digieren partes de la ingesta como la celulosa que el hospedador no puede digerir además esta flora produce derivados proteicos adicionales al modificar el material vegetal (McArthur et al, 2004).

La dieta de los reptiles herbívoros debe contener:

- Vegetales altos en fibra que formaran la mayor parte de la dieta.
- Debe de ser rica en ciertos minerales como el calcio.
- Rica en vitaminas como la vitamina A y D<sub>3</sub>.
- Debe de contar con un balance calcio y fósforo adecuado, el cual debe ser de al menos 1.5-2: 1 Ca: P, las dietas de los quelonios salvajes contienen al menos un radio Ca: P de 4: 1.
- Adecuado contenido de agua.
- Baja en fósforo.
- Baja en grasas y aceites.
- Baja en proteínas.

- Baja en tiocianatos, oxalatos y fitatos
- Debe ser alta en carbohidratos de lenta digestión (ej. celulosa) y baja en carbohidratos de alta digestión (ej. frutas)

(Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).

Los requerimientos son fácilmente alcanzados cuando se alimentan con plantas silvestres, como flores, pastos y malas hierbas (estar seguros de que están libres de pesticidas y plagas), ya que la materia verde comprada en tiendas de abarrotes por lo general son altos en proteína y bajos en fibra comparados con los forrajes naturales. Las tortugas pueden pastar por ellas mismas si se les proporciona un espacio adecuado para esto, sin la presencia de plantas venenosas, aun así su dieta deberá ser complementada, las especies que más se benefician pastando son las tortugas leopardo y sulcata (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Las tortugas tienen preferencias alimenticias y solo comerán 1 o 2 alimentos excluyendo los demás, lo cual puede traer deficiencias. Para reducir la alimentación selectiva se recomienda licuar la comida, la cual se complementa con vitaminas y minerales (ej. Vitafort-A y Calciosol con fijador) (ver Fig. 5), los ingredientes de la dieta deben ser frescos y crudos. Los alimentos deben lavarse muy bien para retirar los residuos de pesticidas (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002; Walls, 1998).



Fig.5. Tortuga comiendo una ensalada suplementada

No se debe ofrecer proteína animal (ver tabla 5) a los reptiles herbívoros ya que puede afectar la flora intestinal y predisponer a hiperuricemia y por ende a que padezcan gota, además de que provocan un crecimiento acelerado y anormal en los reptiles juveniles (McArthur et al, 2004).

**TABLA 5**

**Alimentos que deben evitar los Reptiles Herbívoros**

Comida para gato
Comida para perro
Pan
Leche
Queso
Frijoles refritos
Tocino
Jamón
Dietas de recuperación para mamíferos (a/d Hill's)
Insectos: gusanos, sofobas, tenebrios
Carne

Por mencionar algunos (McArthur et al, 2004; Walls, 1998).

Aunque son muy populares las dietas a base de pellets, algunos autores no las recomiendan como la parte mayoritaria de la dieta, sobre todo en animales juveniles ya que les proporcionan un crecimiento acelerado al ser la mayoría altos en proteína (>45%), lo cual es detrimental para el crecimiento en juveniles, ya que se deforma el caparazón; su uso en adultos también es de dudoso beneficio para algunos; sin embargo todo depende de la calidad y cantidad de los ingredientes (McArthur et al, 2004).

Como se menciono anteriormente en el apartado de materia verde, se debe tener cuidado con los vegetales que contiene oxalatos y tiocianatos (ver tabla 6), ya que dependiendo de la cantidad de estos en la dieta pueden producirse deficiencias minerales (iodo y calcio) (Mader, 2006).

Las tortugas herbívoras difieren entre sí con respecto a su consumo preferido de fibra, las tortugas mediterráneas son ramoneadoras por lo que estarán mejor si se les deja ramonear en jardines con plantas herbáceas; mientras que las tortugas leopardo y sulcata están mejor con una dieta alta en pastos y henos (70-75%) pues requieren de una mayor ingesta de fibra, aunque se ha visto que en libertad algunas comen una mayor cantidad de plantas herbáceas, también se ha llevado un registro de crecimiento en libertad que puede servir de guía para tortugas cautivas, los jóvenes y subadultos crecen 7mm/mes, las hembras adultas crecen 5.7mm/mes y los machos adultos 3.2mm/mes (Girling y Raiti, 2004).

Una recomendación de dieta para los quelonios herbívoros es:

- Tortugas mediterráneas: 25% rubiáceas (Nubia, galio blanco, familia del café), 22% leguminosas (fríjol, cacahuate, haba, lenteja, soya, chícharo y garbanzo), 10% asteráceas o compuestas (lechuga, girasol, endivia, achicoria, margarita, manzanilla y cártamo), 8% ranunculáceas (tener cuidado con estas porque muchas son tóxicas como acónito, espuela de caballero y adonis), estas pueden cultivarse en casa para asegurar que estén libres de pesticidas y se recomienda que sea en suelos ricos en calcio para garantizar que las plantas tengan un alto contenido de este mineral.
- Tortugas leopardo y sulcata: su dieta es similar a la de las tortugas mediterráneas, pero con una mayor proporción de pastos (20%) como alfalfa achicalada y heno de pasto Timothy de buena calidad (Girling y Raiti, 2004).

En general, el alimento debe proporcionarse ad libitum por comida. Los ejemplares recién eclosionados y hasta su etapa juvenil deben de comer 2 veces por día, picando el alimento hasta obtener partículas del tamaño adecuado. Los juveniles y adultos pueden ser alimentados una vez por día y tanto juveniles como adultos deben tener acceso a agua fresca tanto para beber como para bañarse (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

Comercialmente están disponibles dietas enlatadas y deshidratadas para herbívoros y puede usarse una pequeña porción en la dieta de los omnívoros (Wissman M. A., 2003).

## **ALIMENTACIÓN DE LOS LACÉRTIDOS**

Algunos lacértidos son carnívoros y se alimentan de grandes roedores, aves, peces y pequeños venados, toda la familia Varanidae con pocas excepciones, son carnívoros, entre los más comunes están los monitores de la Sabana, de Agua y del Nilo, alimentándose principalmente de pequeños vertebrados. Los miembros de la familia Teiidae conocidos como Tegus ocupan el mismo nicho en el hemisferio Este (Mader, 2006).

Los reptiles pertenecientes a la familia Scincidae (esquinkos), Chamaleonidae (camaleones) e Iguanidae (anoles, agamidos y algunas iguanas entre otros) son insectívoros, mientras que hay lacértidos herbívoros incluyendo en esta categoría la mayoría mantenidos como mascotas entre los que destaca la Iguana verde (*Iguana iguana*), el Dragón Barbado

(*Pogona vitticeps*) durante su etapa adulta, los Chuckwallas y los esquinkos de cola prensil (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Con respecto a los lacértidos nos enfocaremos en la alimentación de la Iguana verde (*Iguana iguana*), ya que de los lacértidos es la más común como mascota, los principios de alimentación son los mismos que se mencionan para los quelonios herbívoros, también es importante tomar en cuenta la tabla que menciona el contenido de calcio, oxalatos y tiocianatos ya que estas especies padecen de manera frecuente la enfermedad metabólica de los huesos por una mala proporción de los nutrientes en la dieta (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; Siria et al., 2002).

Las iguanas salvajes muestran una gran variación en la ingesta de sus alimentos y su dieta contempla entre 21-70 diferentes tipos de plantas, dependiendo de la estación del año, por lo que también varía su consumo de proteína, se ha visto que la materia verde seleccionada contiene de un 20-25% de proteína de la Materia Seca y este porcentaje de proteína incrementa la tasa de crecimiento hasta que los niveles exceden el 30% de la materia seca, donde no se observa un incremento. No se sabe hasta qué punto estos niveles son saludables, pero sí dan pauta a un límite en el contenido de proteína. Lo anterior no significa que se deba de dar proteína animal, aunque con una dieta basada solo en vegetales de supermercado no se llegan a los niveles de proteína antes mencionados, por lo cual se deben buscar vegetales altos en purinas como: espárragos, cereales de grano entero, coliflor, frijoles, chicharos, espinacas, hongos y germen de trigo (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

Una dieta ideal para iguanas consiste en:

- 32% de contenido en carotenoides altos en calorías, presente en vegetales como la calabaza de invierno, pimiento rojo, papa dulce y chirivía; estos tienen la característica de ser bajos en oxalatos y son una buena fuente de vitamina A y C, cocer un poco la calabaza en microondas mejora su palatabilidad y digestibilidad.
- 24% de frijoles verdes y chicharos ej. frijoles, judías y ejotes, estos son una buena fuente de fibra y proteína, aunque tienen cierto contenido de fitatos y oxalatos.

- 16% de heno de alfalfa, este es una buena fuente de proteína, fibra y calcio (es difícil conseguir una dieta baja en oxalatos y fitatos a menos que se use la alfalfa).
- 15% hojas verdes, lo ideal es que se cultiven en casa o en suelos enriquecidos con calcio, como el diente de león, berro, cilantro, calabaza china o pak choi, col, brócoli, hojas de mora, hojas de capuchina, tratar de seleccionar aquellas hojas altas en calcio y bajas en oxalatos (ver tabla 6). Los vegetales crucíferos son nutritivos pero deben darse con moderación por contenido de tiocianatos. La mayoría de las iguanas también comen flores como dientes de león, capuchina, pensamiento, rosa y clavel, entre otras.
- 4% de fruta como zarzamoras, moras, arándanos, fresa, higo, papaya, melón, frambuesa, uva, manzana, durazno, melocotón, plátano, jitomate. Los higos tienen un alto contenido de calcio. Se debe moderar la cantidad de fruta, ya que pueden alterar a las bacterias intestinales que digieren la celulosa.
- 0-8% de harina de soya, fuente alta en proteína y baja en fibra; sin embargo la mayoría de las presentaciones son altas en grasas y tiocianatos, así que solo se utiliza en pequeñas cantidades.

Otra dieta más sencilla es:

- Vegetales ricos en calcio (60-70%) 2 o más ingredientes por comida: quelite, diente de león, chirivía, pellets de alfalfa, alfalfa fresca, lechuga escarola, col.
- Vegetales varios (20-30%): brócoli, chicharos, calabaza.
- Fruta (no más del 10%): higo, kiwi, papaya, mango, melón, manzana, uvas, etc., ya que son bajas en calcio o su ratio calcio fósforo no es el apropiado.
- Cereales con fibra: Pan integral.
- Vitaminas y minerales: pueden utilizarse multivitamínicos específicos para reptiles herbívoros o bien, elaborar una mezcla utilizando un multivitamínico para humanos molido y mezclar dos partes del polvo obtenido con una parte de carbonato de calcio en polvo, espolvoreado en el alimento.

Esta dieta también se puede aplicar a quelonios herbívoros (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Todos los elementos de la dieta excepto por las hojas deben de ser finamente picados para evitar la selección, las ensaladas pueden congelarse; pero deben usarse en 1 mes, se debe tomar en cuenta que las tiaminasas reducen la tiamina en las ensaladas descongeladas por lo que se recomienda suplementar con vitamina B<sub>1</sub>, si se utilizan alimentos congelados (Girling y Raiti, 2004).

A pesar de los intentos por reducir los niveles de oxalatos y el uso de vegetales ricos en calcio (ver tabla 6), la dieta aun puede ser deficiente en calcio, por lo que se recomienda la suplementación usando 3g de calcio/100g de peso vivo en juveniles y hembras en reproducción y 1g de calcio/100g de peso vivo en adultos (>2 años). Se debe cuidar de no suplementar de más ya que el calcio en exceso es toxico y reduce la absorción de minerales (Girling y Raiti, 2004).

En general, el alimento debe proporcionarse ad libitum por comida. Los ejemplares recién eclosionados y hasta su etapa juvenil deben de comer 2 veces por día, picando el alimento hasta obtener partículas del tamaño adecuado. Los juveniles y adultos pueden ser alimentados una vez por día y tanto juveniles como adultos deben tener acceso a agua fresca tanto para beber como para bañarse (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

Comercialmente están disponibles dietas enlatadas y deshidratadas para herbívoros y puede usarse una pequeña porción en la dieta de los omnívoros (Wissman M. A., 2003).

**TABLA 6**

**Componentes usualmente usados en la Dieta de Reptiles Herbívoros y su Balance en calcio y fósforo, así como su contenido en oxalatos y tiocianatos**

<b>Categoría</b>	<b>Ejemplos</b>	<b>Balance Ca: P</b>	<b>Contenido de Oxalatos x/100g</b>	<b>Contienen Tiocianatos</b>
Hojas verdes	Diente de león +	2.89:1		
	Alfalfa (heno, pellets, hojas secas) +	5:1		

Pastos (frescos, pellets, heno)				
Col rizada (kale)	2.4:1	0.02 g		
Col (cabbage)	2:1	0.10 g		
Col berza (collard) *	2:1	0.45 g		Sí
Rúcula u oruga				
Trébol				
Perejil *	2.4:1	1.70g		
Hojas de zanahoria		Sí		
Hojas de nabo +	4.5:1	0.05 g		
Remolacha	0.4:1	0.61 g		
Berro +	4.27:1	0.31 g		
Romeritos +	4.8:1			
Verdolaga *	1.5:1	1.31 g		
Acelga*	1.1:1	Sí		
Lechuga Escarola	1.9:1	0.11 g		
Endivia	1.9:1			
Arugula +	3.07:1			
Hojas de Mostaza +	3.9:1	Sí		Sí
Chayas +	5.13:1			
Menta				
Lechuga	0.86:1	0.33 g		
Apio (hojas principalmente)	1.6:1	0.19 g, el tallo		
Cilantro	1.4:1	0.1 g, el tallo		
Espinacas *	2:1	0.97 g		

	<p>Quelite +</p> <p>Espárragos</p> <p>Capuchina</p> <p>Parra silvestre o madre selva de los bosques</p> <p>Malva</p> <p>Lechugilla común o achicoria</p> <p>Hierba del Pajarero o Capiquí</p> <p>Enredaderas</p> <p>Palomilla de muro o hierba de campanario</p> <p>Acedera</p>	<p>4.3:1</p> <p>0.4:1</p> <p>2.1:1</p>	<p>0.13 g</p> <p>0.21 g</p>	
Vegetales	<p>Frijoles (hojas y vainas)</p> <p>Brócoli</p> <p>Coles de Bruselas*</p> <p>Coliflor</p> <p>Zanahoria *</p> <p>Chirivía</p> <p>Calabaza</p> <p>Nabo</p> <p>Chayote</p> <p>Elote</p> <p>Rábano*</p> <p>Nopal</p> <p>Camote</p>	<p>2.96:1(puntas); 0.7:1</p> <p>0.6:1</p> <p>0.69:1(hervida); 0.5:1 (cruda)</p> <p>2.21:1(hervida); 0.6:1(cruda)</p> <p>0.5:1</p> <p>0.5:1; 1.1:1</p> <p>4.5:1; 1.1:1</p> <p>0.02:1</p> <p>1.13:1</p>	<p>0.19 g</p> <p>0.36 g</p> <p>0.15 g</p> <p>0.50 g</p> <p>0.04 g</p> <p>0.02 g</p> <p>0.21 g</p> <p>0.01 g</p> <p>Sí</p>	<p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p> <p>Sí</p>

Frutos	Papaya +	4.8:1		
	Melón +	1.59:1		
	Jitomate	0.62:1	0.05 g	
	Mango	0.9:1		
	Manzana	0.42:1		
	Pera	0.72:1		
	Pimientos		0.04 g	
	Pepino	0.95:1	0.02 g	
	Uva blanca	0.87:1	Sí	
	Uva negra	0.26:1	Sí	
	Higo +	2.5:1		
	Kiwi	0.7:1		
	Melocotón	0.4:1		
	Durazno	0.4:1		
	Nectarina	0.3:1		
	Frambuesa +	1.8:1		
	Zarzamora	1.5:1		
	Chicharos	0.2:1; 1.1:1	0.05 g	
	Plátano	0.24:1		
Flores	Flor de Calabaza			
	Lilas			
	Rosas			
	Hibiscos +	2.7:1		
	Diente de león +	2.89:1		

\*Alimentos que deben usarse muy rara vez o de preferencia evitarse por su alto contenido de oxalatos, otros que no aparecen en lista: hojas de betabel, cebollín y amaranto.

+Alimentos ricos en calcio (McArthur et al, 2004; Mader, 2006; Siria et al., 2002; [www.guinealynx.info](http://www.guinealynx.info); <http://www.reptiles.com.es/alimentacion.htm>).

Otras plantas que se deben evitar es el epazote (puede ser tóxico), plantas de ornato como alimento y decoración pues la mayoría son tóxicas (ver anexo plantas venenosas) y las hierbas de olor, ya que no se sabe hasta qué punto pueden ser dañinas (Siria et al., 2002).

## **ALIMENTACIÓN DE LOS OFIDIOS**

Las serpientes son completamente carnívoras su comida varía de tamaño y van desde insectos hasta mamíferos de gran tamaño como los antílopes. La mayoría de las serpientes vistas en la clínica se alimentan de roedores o conejos; debido a su dieta pocas veces sufren deficiencias nutricionales, puesto que los ratones que se proporcionan en cautiverio son similares a los de vida libre. Entre las serpientes que se alimentan de roedores, gallinas y conejos, se encuentran las pitones, boas y cincuates (en inglés referidas como serpientes de maíz, serpientes gopher y serpientes toro) entre otras, mientras que serpientes como las serpientes rey, serpientes índigo, serpientes acuáticas y serpientes nariz de cerdo se alimentan de anfibios, cangrejo, pescado y lagartos pequeños; aquellas que se alimentan de insectos y pequeños vertebrados son las serpientes fosorias (Beynon y Cooper, 1999; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007).

El uso de presas vivas como alimento se ha dejado como el último método para alimentar a estos animales, la razón es que se incrementa el riesgo de lesión del animal cautivo (ver Fig. 93), lo cual muchas veces provoca que el animal ya no quiera alimentarse lo que lleva al propietario a tener que dar una alimentación forzada (ver video alimentación forzada en el CD) hasta que el animal se anime otra vez a alimentarse por el mismo, claro esta vez con presas previamente sacrificadas (la alimentación forzada es un proceso delicado y solo deberá realizarlo alguien experimentado). Además es inhumano poner a un animal asustado frente a su depredador y hay países donde está prohibido como en los Estados Unidos; si la presa descongelada y calentada es rechazada se puede ofrecer presas recién sacrificadas, para estimular al reptil a comer (Beynon y Cooper, 1999; Drewnowski, 1998; Girling y

Raiti, 2004; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; Walls, 2000).

Al ofrecer el alimento a las serpientes debe hacerse mediante tenazas y dejar la presa en el hábitat, algunas serpientes aprenden a tomar la presa de las tenazas, al ofrecer la presa se presenta primero la cabeza. Un error muy común es que cuando las serpientes o los lagartos son pequeños sus dueños los alimentan a mano, asociando estos la mano al alimento, lo cual es muy peligroso una vez que el animal crece, ya que cuando estén hambrientos atacaran cualquier mano que entre a su hábitat, por lo que el reptil se vuelve una amenaza, complicando su manejo y la limpieza del hábitat, algunos propietarios lo que hacen es cambiar al animal de terrario para alimentarlo disminuyendo la asociación con comida y manos en el terrario principal. En serpientes gigantes (pitones y boas adultas) el cuidador deberá estar libre de cualquier olor a presa y siempre deberá contar con otra persona para ayudarlo. Se debe tener cuidado con la información que dan algunas guías de mantenimiento, ya que hay autores como Drewnowski, 1998 y Walls, 2000; que mencionan la alimentación a mano cuando los animales son pequeños; sin embargo como ya se menciono esto nos pone en peligro, sobre todo cuando crecen. Ver el video en el CD donde se muestra a un pitón burmes de comportamiento agresivo sobre todo cuando está hambriento (Drewnowski, 1998; Mader, 2006).

Otras normas de seguridad:

1. Verificar donde se encuentra la serpiente antes de abrir el terrario y si está muy próxima a la puerta del terrario, alejarla con la ayuda de un bastón o un gancho herpetológico.
2. A la hora de alimentarlas es mejor que haya una serpiente por terrario, ya que pueden herirse gravemente entre sí, así como al cuidador al querer separarlas.
3. Al retirar una presa que no han querido ingerir, se alejara a la serpiente con ayuda de un gancho herpetológico, un bastón o utilizar un plástico como escudo entre la serpiente y uno para poder retirar a la presa.

(Drewnowski, 1998).

Al adquirir una serpiente es importante informarse acerca de los hábitos alimenticios, ya que algunas son muy remilgosas a la hora de alimentarse y están acostumbradas a ciertas rutinas, lo cual se evitara al mantener el régimen al que el animal está acostumbrado. Otros puntos a considerar si el animal no quiere comer son:

1. Comprobar la temperatura ambiental del terrario, puede que esté muy alta o muy baja.
2. Comprobar el grado de humedad.
3. Si se ha trasladado a otro lugar les produce estrés, se recomienda dejar al animal tranquilo un par de días con una iluminación baja en lo que se acostumbra al entorno.
4. Comprobar si el terrario está limpio.
5. Comprobar si la serpiente está comenzando a mudar.
6. Buscar algún signo de enfermedad en el animal.
7. Saber el estado fisiológico del animal pues al estar grávidas o gestantes (dependiendo de la especie), pierden el apetito.

(Drewnowski, 1998).

Las serpientes que son nocturnas o crepusculares, deberán alimentarse durante el atardecer o al anochecer, las serpientes están adaptadas a grandes comidas con poca frecuencia. Para darnos una idea de las veces que debemos alimentar a las serpientes se puede ver la tabla 7 de intervalos de alimentación de las distintas serpientes en libertad, sin embargo la frecuencia depende principalmente del metabolismo de cada animal (Drewnowski, 1998; Mader, 2006, Walls, 2000).

**TABLA 7**

**Intervalos de alimentación de serpientes en libertad**

Pitón: 40 días
Boa: 35 días
Cincoates: Pituophis, 14 días; Coluber, 8 días; Lampropeltis, 12 días

(Girling y Raiti, 2004).

Dietas recomendadas para serpientes:

- Cincuates (En inglés serpientes de maíz, ratoneras o gopher): se alimentan de ratones, ratas pequeñas y pájaros usualmente recién nacidos y juveniles.
- Pitones y boas: se alimentan de ratones, ratas, conejos y lechones (dependiendo del tamaño de la serpiente).

(Girling y Raiti, 2004).

Como se había mencionado anteriormente el tamaño de la presa debe de ser del 10 al 30% de la masa corporal del predador y no debe ser mayor al diámetro de la cabeza del depredador, además si ingieren una presa muy grande es probable que terminen regurgitándola. Para disminuir la posibilidad de regurgitación, las serpientes no beberán de manejarse durante 3 días después de que hayan comido (Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; Drewnowski, 1998).

## **CAPÍTULO 2**

### **INSTALACIONES PARA REPTILES MANTENIDOS EN CAUTIVERIO**

La meta del diseño de las instalaciones es proveer un hábitat que:

- Aliente un comportamiento normal de la especie.
- Permita que los animales se mantengan en un buen estado de salud.
- Minimice el estrés asociado al cautiverio y las enfermedades asociadas con este.

Es importante identificar la especie de reptil, ya que cada una tiene requerimientos especiales de alojamiento, es posible que a los especímenes de gran tamaño no se les pueda brindar un hábitat apropiado debido a las limitantes de espacio (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

#### **PARAMETROS MEDIOAMBIENTALES**

La correcta temperatura, iluminación y humedad son cruciales para el bienestar de los reptiles cautivos, sin esto la presentación de enfermedades o mermas a la salud serán inevitables, los cuales no son aparentes sino hasta varios años después (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

Debido a que los propietarios no dan importancia al mantenimiento de estos parámetros medioambientales o no están informados sobre lo que implica mantener un reptil, la mayoría de los animales adquiridos sucumben y solo muy pocos llegan a sobrevivir su primer año en cautiverio. Por lo que se debe de informar y alentar a los dueños para que mantengan a su mascota en las condiciones lo más cercanas posibles a su hábitat natural; para ello es importante que el MVZ sepa la biología de la especie. Por ejemplo, la zona geográfica nos dirá si el animal pertenece a un clima desértico, tropical, templado, etc.; así mismo es importante la identificación de los hábitos alimenticios y si la especie es diurna o nocturna (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

## 1.- Temperatura

Mantener la temperatura ambiental apropiada de acuerdo a la especie es importante, pues está ligada a la mayoría de los procesos corporales, como especies ectotérmicas que son. Estos procesos incluyen: tasa metabólica, digestión, crecimiento, función cardiovascular, hidratación, reproducción, función del sistema inmune, así como locomoción. El rango de temperatura donde el animal esta activo y realiza de forma adecuada los procesos anteriores se le conoce como POTZ (Zona de Temperatura Óptima Preferida) por sus siglas en ingles, la cual variará por especie, época del año y hora del día. La temperatura está muy ligada a la humedad y la ventilación y al alterar uno de estos parámetros los demás se verán afectados (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; Mullineaux y Cooper, 2003; Portillo, 2006).

La temperatura también tiene importantes implicaciones clínicas; entre las que destacan:

- La farmacocinética de los antibióticos, la cual es afectada por la temperatura corporal.
- La efectividad de muchos fármacos es sensible a la temperatura.
- Una temperatura corporal más alta lleva a una recuperación más rápida de los anestésicos.
- La exposición a temperaturas excesivamente bajas o altas, impide la recuperación del animal y posiblemente exacerbe la enfermedad.

(McArthur et al, 2004; Mullineaux y Cooper, 2003; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La temperatura ideal varía dependiendo de la especie y la distribución geográfica. La temperatura debe de tener una variación diaria (tiene que ser mayor durante el día que durante la noche), además debe de tener fluctuaciones de acuerdo a la estación del año (Coborn, 1994; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Los reptiles requieren de un gradiente de temperatura en su ambiente para que puedan regular su temperatura de forma voluntaria al igual que lo harían en libertad y poder así mantener su POTZ; para lograr este gradiente se debe colocar una fuente de calor primaria con lámparas incandescentes (opción más segura), las lámparas deben apagarse durante la noche y se de ser necesario se ocupará una fuente de calor alterna, como los paneles de cerámica con luz infrarroja o lámparas incandescentes nocturnas, las cuales emiten calor pero poca luz (Coborn, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Una fuente de calor secundaria ayudará a obtener un gradiente de temperatura, de manera que la temperatura sea mayor en determinados puntos del terrario, sin abarcar más del 30% de la superficie de este; la fuente de calor secundario también puede estar dada por lámparas incandescentes o placas térmicas (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Cualquier fuente de calor debe de estar fuera del alcance del reptil para evitar quemaduras, por esto no se recomienda el uso de rocas de calor (ver Fig. 6.) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007).



Fig.6. La Piedra Térmica se apaga automáticamente cuando su superficie alcanza una determinada temperatura para evitar el sobrecalentamiento; sin embargo no se recomienda pues el sensor puede llegar a fallar lo que llevaría al animal a padecer quemaduras y por el peligro de electrocución si llega a tener contacto con líquidos.

Para los reptiles diurnos se recomienda que la temperatura ambiental se mantenga entre 27°C-35°C (80°F-95°F) con un área de asoleo a una temperatura de 49°C-54.5°C (120°F-130°F); mientras que para los reptiles nocturnos y de montaña la temperatura durante el día

puede ir de los 21°C-27°C (70°F-80°F), aunque se ha visto que se benefician con áreas más tibias que van de los 32°C-35°C (90°F -95°F). Mientras que las temperaturas nocturnas deberán de descender de 5-10°C y no deben de descender a menos de 21°C (70°F) para los reptiles de climas tropicales y durante las temporadas de mayor actividad para los reptiles de otras latitudes (Mader, 2006; Walls, 1998).

Se ha visto mantener a los reptiles por largos periodos a temperaturas de entre 15°C-21°C (60°F- 70°F) es perjudicial, ya que estas temperaturas no permiten una digestión normal o una función correcta del sistema inmune y no permiten la hibernación; también se debe tener cuidado al exponerlos a altas temperaturas transitorias ya que pueden inmunosuprimir al animal. Cuando los reptiles padecen de alguna enfermedad, buscan las zonas más cálidas del terrario para crear una “fiebre conductual” (Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Para que los animales puedan entrar en hibernación las temperaturas deben de mantenerse entre los 3.8°C-15°C (35°F-59°F) por un mínimo de 10 semanas. Los reptiles de climas fríos y de montaña necesitan temperaturas por debajo de los rangos anteriores por un periodo mayor. Los reptiles de climas subtropicales pueden hibernar a temperaturas similares; pero necesitan tener acceso a una fuente de calor todo el tiempo; mientras que los reptiles de climas tropicales no deberán de hibernar; pero se pueden mantener a una temperatura un poco más baja como a la que estarían durante la noche (Mader, 2006).

Hay bastante terminología usada para determinar los rangos de temperatura necesarias para los reptiles y son:

1. Rango de actividad normal: relativo al rango de temperaturas al cual dadas especies son usualmente activas.
2. Temperatura corporal preferida (Preferred Body Temperature PTB en ingles): es la temperatura o rangos de temperatura, que preferirá un animal en un gradiente de temperatura y está influenciado por un gran número de factores, incluyendo el sexo del animal y la estación del año.
3. Temperatura corporal óptima (Optimal body temperature en ingles): es la temperatura en la cual las actividades fisiológicas se maximizan.

4. Zona de Temperatura Óptima Preferida (POTZ): se refiere al rango de temperatura en el cual un animal funciona mejor, sin embargo es una mezcla de la temperatura corporal óptima, temperatura corporal preferida y la zona de temperatura neutral.
5. Rango Apropiado de Temperatura: es el rango que provee los gradientes de temperatura, para permitir al reptil regular su temperatura cambiando a un lugar más fresco o más tibio dentro de su mismo terrario.
6. Zona de Temperatura Neutral: es una temperatura que se encuentra alrededor de la temperatura corporal óptima en la cual el animal no intenta alterar su temperatura corporal.
7. Critico Máximo y Mínimo de temperatura: Se ubica unos cuantos grados por arriba o por abajo del nivel máximo o mínimo del rango normal de actividad, y es el punto en el cual el 50% de los animales pierden el reflejo de propiocepción y llegan a morir.

(Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

- **Elección de la fuente de calor**

La forma en que se aplica el calor es importante y debe de reflejar la manera en la que el animal está acostumbrado a termorregularse en vida libre (Girling y Raiti, 2004).

La fuente principal de calor para un terrario son las lámparas de luz incandescente (ver Fig. 7), estas lámparas ofrecen un gradiente de temperatura así como un área de asoleo, ya que emiten en pequeña cantidad rayos UVA, pero NO emiten rayos UVB; también pueden usarse los focos comunes para proveer calor (Portillo, 2006).



Fig.7. Sun Glo es una lámpara diurna de neodimio que produce un espectro de luz ultravioleta “A”. Además el calor que emite aumenta la temperatura ambiental del terrario.

- Lámparas de luz infrarroja: son responsables de impartir una energía térmica al cuerpo, permitiendo que se caliente. El segmento infrarrojo del espectro electromagnético se da lugar justamente por debajo de la luz roja y no es visible (ver Fig.8) Sin embargo, puede ser percibida por la piel en forma de calor. El sol produce la mayor parte de su energía en el segmento infrarrojo del espectro. La mejor fuente artificial de calor para los reptiles de vida diurna se logra a través de una fuente radiante generada por bombillos de luz incandescente, los cuales emiten grandes cantidades de luz infrarroja (+700 nm) (Portillo, 2006; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).



Fig.8. Esta bombilla emite ondas de calor infrarrojas lo cual la convierte en una lámpara de calentamiento típica. La lámpara tiene un reflector especial incorporado para enfocar el calor en cualquier dirección. El vidrio rojo transmite ondas infrarrojas producidas por un filamento especial de la bombilla. La luz rojiza no interfiere con la actividad normal durante la noche o el día, lo cual lo convierte en una excelente fuente de calor. Tiene un costo aprox. de \$ 200.00 M.N.

Otras fuentes de calor que no emiten luz son:

- Rocas térmicas; que como se menciona anteriormente no se recomiendan por que pueden causar quemaduras graves.
- Placas o mallas térmicas: se colocan por fuera, ya sea en las paredes o por debajo del vivario, NUNCA por dentro ya que pueden causar un corto, no deberán de abarcar más del 30% del suelo para proporcionar un gradiente de temperatura y permitir que el reptil se pueda alejar de la fuente de calor (ver Fig.9).



Fig.9.Placa de la marca Petmmal los precios varían de acuerdo al tamaño de la placa y van de los \$110-150 M.N. aprox.

También se pueden encontrar placas específicas de acuerdo al hábitat del animal (ver Fig.10 y 11).



Fig.10.El Calentador de Sustrato para Terrarios Desérticos simula los bancos de arenas calentados por el sol en los desiertos. El total de horas en un día y la intensidad de la luz solar en estas regiones pueden generar superficies calientes extremas. El nivel de calor del Calentador de Sustrato se halla balanceado para crear estas condiciones en el terrario.



Fig.11 .El Calentador de Sustrato Para Terrarios tipo Bosque Tropical simula un bosque cálido de las áreas tropicales. La luz solar frecuentemente se halla bloqueada por los árboles, y los cielos claros se presentan de manera alterna por las condiciones de nubosidad en las áreas tropicales o los bosques. El nivel de calor del Calentador de Sustrato se halla balanceado para crear estas condiciones en el terrario

- Bombillas de cerámica, ver Fig.12

Fig.12. Una de las diferentes formas en las que se pueden encontrar estos focos.



- Calentadores o termostatos (ver Fig. 13), para los acuarios se recomiendan los sumergibles y es importante que se protejan mediante un tubo de PVC, ya que las tortugas pueden romper fácilmente los termostatos pudiendo sufrir descargas eléctricas severas, quemaduras o ingerir el vidrio roto. También son de gran utilidad al colocarlos en trastos con agua en ambientes que requieren de calor y humedad (Coborn, 1994; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).



Fig.13. Termostatos para acuario, el número de watts varía conforme al número de litros que tenga el acuario.

Las fuentes de calor deben de usarse de acuerdo a los receptores de energía radiante entre las diferentes especies de reptiles, pudiendo ser dorsal o ventral. Los reptiles tigmotermos responden más al calor del sustrato (especies nocturnas) por lo que el uso de placas térmicas debajo del terrario es el adecuado para estas especies; mientras que los heliotermos responden más al calor en forma de energía radiante como ocurre en las especies diurnas y en las que se asolean como los quelonios y saurios; así que el uso de bombillas de cerámica o focos normales (40-150W) son útiles. La colocación de piedras u objetos de concreto ayuda a mantener la fuente de calor durante la noche ya que despedirán el calor absorbido durante el día, En terrarios verticales se recomienda; además de las placas bajo el terrario colocar placas en las paredes, dando calor en forma radiante además de contribuir a la formación del gradiente de temperatura. Hay especies que se entierran como estrategia para refrescarse por lo que no es conveniente en ellas el uso de placas térmicas (Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007, Walls 2000).

Todas las fuentes de luz y de calor deben de estar por fuera del terrario o protegidas del contacto directo para evitar quemaduras, en el mercado se venden protecciones para los focos. En caso de que lleguen a usarse aparatos eléctricos dentro del terrario hay que cuidar mucho su instalación y asegurarse de que no puedan entrar en contacto con el agua. Una pantalla reflectora ayuda a dirigir mejor el calor (Drewnowski, 1998; Girling y Raiti, 2004).

Se encuentran diferentes tipos de termómetros en el mercado los cuales son de utilidad para medir la temperatura del albergue, y van desde los más sencillos hasta los más complejos (ver fig. 14-17) entre los que se encuentran los termómetros láser, principalmente usados en la industria alimenticia, los cuales pueden monitorear la temperatura de diferentes puntos del albergue e inclusive pueden medir la temperatura superficial del reptil dentro del encierro. Los termómetros de máximas y mínimas; así como los termómetros digitales a control remoto; también son de gran utilidad (McArthur et al, 2004).



Fig.14. Termómetro de cristal líquido      Termómetro de Pared



Fig.15 .El termómetro digital Exo Terra está equipado con un sensor remoto para una medición precisa y durabilidad. Estos instrumentos de precisión vienen con un ajuste de la memoria para mínimos y máximos los cuales pueden ser controlados con un simple botón. El sensor es sostenido en el sitio con una copa de succión, mientras el instrumento puede ser montado en tres formas: con Velcro® (incluida), con un tornillo o simplemente deslizándolo dentro del canal de una tapa compatible.



Fig.16. Este termómetro no necesita entrar en contacto con los objetos; ya que usa tecnología infrarroja, da las mediciones en °F o °C (-20-200°C) en un radio de 5:1, cuenta con un puntero láser para mayor precisión, pantalla LCD con luz y función de escaneo continuo, su precio es de \$449 US.

Fig.17. Este aparato tiene la capacidad de medir temperatura y humedad sin necesidad de introducir el aparato al vivario ya que posee largos cordones con terminaciones sensitivas q hacen las respectivas mediciones, marcando las máximas y mínimas de ambos parámetros, la temperatura la da en °F o °C en un rango de los 22-158°F y con rango de humedad relativa del 20%-90%. El costo de este aparato es de \$349 US.



La temperatura debe monitorearse en dos puntos del terrario, colocando un termómetro en el lugar más cálido del terrario o donde el animal pasa la mayor parte del tiempo y otro en el área más fresca, con el fin de asegurar un gradiente de temperatura adecuado para el animal (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## 2.- Iluminación y Fotoperiodo

La calidad de la luz en un terrario afecta a los reptiles de forma fisiológica y conductual entre los que destacan la sincronización reproductiva, ciclos de crecimiento, el metabolismo del calcio, el almacenamiento de lípidos y la hibernación, etc.; la luz solar a probado ser una poderosa medicina, actuando como un potente estimulante del apetito (Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La luz visible además de permitirnos poder ver apropiadamente, también posee la capacidad de indicarnos cuándo es de día y cuándo de noche. El espectro de luz visible va desde 390 a 700 nanómetros. La luz y su color que percibe el ojo humano dependen de la fuerza de cada longitud de onda. El Índice de Emisión de Color (CRI) expresa la capacidad de una fuente luminosa para iluminar un objeto comparado con la luz natural, donde ésta posee un Índice de Emisión de color de 100. Hoy en día, las fuentes artificiales de luz con un Índice de Emisión de Color sobre 95 son consideradas como una luz de espectro total (ver Fig. 18), ya que es capaz de iluminar completamente un objeto tal como si fuera iluminado por luz natural y por ello recibe una cierta cantidad de longitud de onda dentro del espectro de luz visible. Muy relacionada está la temperatura del color, la cual se expresa en grados Kelvin para así poder definir el color de la luz emitida. Para la descripción de las

temperaturas del color, una temperatura baja corresponde con una apariencia cálida o rojo-amarillenta, como en los bombillos incandescentes, alrededor de 2500°Kelvin. Las lámparas fluorescentes, las cuales operan a 4500°K o más emiten una luz blanco-azulada; lo cual quiere decir que mientras mayor es la temperatura Kelvin, más blanca y azul es la luz (Portillo, 2006; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).



Fig.18.Reptil Glo 2.0 Exo Terra es una fuente de luz general con una alta potencia de luz visible, pero baja radiación UVB. Estimula el apetito, actividad y comportamiento reproductivo por medio de la radiación UVA. Estas bombillas son adecuadas para serpientes, anfibios y animales nocturnos. Es también una luz complementaria perfecta para bombillas UVB para reforzar la luz visible. Tiene un costo aprox. de \$ 430.00 M.N.

El promedio de temperatura durante el día es alrededor de 5600°K, aunque puede variar desde unos 2000°K durante el ocaso hasta más de 18000°K en condiciones ambientales húmedas o bajo cielos nublados. Para lograr condiciones de luz natural en el terrario, es importante elegir una fuente lumínica con el Índice de Emisión de Color más alto posible y una temperatura de color alrededor de 6000°K para así tener óptimos colores en animales y plantas ([www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).

### **La Luz Ultravioleta**

La luz ultravioleta (UV) es una porción de alta energía del espectro electromagnético, más allá de la luz visible. El espectro de la luz ultravioleta está dividido en 3 grupos de longitud de onda:

1. **UVA** - Luz ultravioleta de onda larga. Varía entre 320 y 400 nm y es de gran importancia para los reptiles. Se ha demostrado que la radiación UVA puede influir en el comportamiento agonístico, reproductivo y de señalización en los reptiles. Como los reptiles pueden ver dentro del rango de la radiación UVA, ésta puede afectar la forma como ellos ven los objetos. El color de sus alimentos o sus cuerpos

aparecen de forma diferente para los reptiles y para nosotros al ser expuestos a la radiación UVA. La señalización mediante la exhibición de sus partes corporales (por ejemplo, la especie *Anolis*) o el cambio de color (como el camaleón), es un comportamiento común de los reptiles. Estas señales son percibidas e interpretadas de forma distinta por los reptiles en ausencia de radiación UVA. El hecho de no suministrar radiación UVA a los reptiles de vida diurna puede causar angustia, alterando la percepción del entorno del reptil y la manera cómo éste responde a él. Este factor es decisivo para su cría o mantenimiento a lo largo de toda su vida.

2. **UVB** - Luz ultravioleta de onda media. Varía entre 290 y 320 nm y es la más importante a cuanto reptiles se refiere, sobre todo en iguanas ya que información de estudios preliminares sugieren que estas no pueden usar la vitamina D dietaria. La luz UVB generalmente se define como la banda de longitud de onda comprendida entre 290 y 320 nm, pero es la banda entre 290 y 305 nm la que es más importante. Una irradiación suficiente dentro de esta estrecha sub-banda del espectro de la radiación ultravioleta tipo B es un requisito indispensable para la fotosíntesis de la vitamina D3 en la piel. Aunque la radiación que se halla por debajo de la longitud de onda de los 310 nm promueve la fotosíntesis de la vitamina D3, una radiación por encima de este valor puede descomponer la vitamina D3 que ya ha sido sintetizada en el tejido de la piel o que haya sido obtenida nutricionalmente. La temperatura de la piel también tiene un efecto significativo sobre la velocidad de síntesis de la vitamina D3. Las especies que viven en áreas con una alta intensidad de UV llevan a cabo la síntesis de vitamina D3 de forma dérmica y muy poca es almacenada, mientras que las especies de zonas menos soleadas o nocturnas absorben formas orales de vitamina D3 que se almacena en hígado al igual que las especies que ingieren presas completas.

3. **UVC** - Luz ultravioleta C de onda corta. Varía entre 180 y 290 nm y es perjudicial para los seres vivos.

(Coborn, 1994; Girling y Raiti, 2004; Portillo, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).

La mejor fuente de luz UV es la proporcionada por la luz solar, esto para obtener sus máximos beneficios particularmente de la UVB. No se deberán de colocar los terrarios de acrílico o vidrio al sol, ya que puede incrementarse la temperatura en forma peligrosa para el reptil y puede llegar a morir (pues ganan calor más rápido de lo que lo pierden), por lo que se recomienda el uso de jaulas de malla (ver fig.) y siempre asegurándose de proveer un área con sombra y agua fresca, además la radiación UV no puede penetrar el vidrio y el plástico (Coborn, 1994; Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; Portillo, 2006).

Si no es posible utilizar la luz natural se recomienda la combinación de la luz incandescente (proveen luz y calor) y la luz fluorescente (proveen amplio espectro de luz pero poco calor), algunos focos fluorescentes no dan el espectro necesario de luz UV por lo que se debe hacer uso de las lámparas de radiación UVB. Los bulbos o tubos fluorescentes de las marcas Exo-Terra y Zoomed poseen un buen espectro de luz (ver Fig.18, 21 y 22). Existe una importante reducción en la intensidad de los rayos UV mientras se incrementa la distancia de la lámpara; por lo que se sugiere que la fuente de luz UV se encuentre a una distancia de aproximadamente 15-30 cm del área de asoleo. Además se sugiere el uso de campanas para poder dar una mayor longitud de onda a los rayos UV (ver Fig.19 y 20). El tiempo de uso de las lámparas depende de que tanta exposición pueda tener un reptil a la luz solar. Se ha visto que los mejores focos son los de vapor de mercurio ya que producen luz visible, calor y luz UVA y UVB, la única desventaja de estos focos es su costo (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; Walls, 1998; <http://www.reptiland.es/Iluminacion/Iluminacion.htm>).

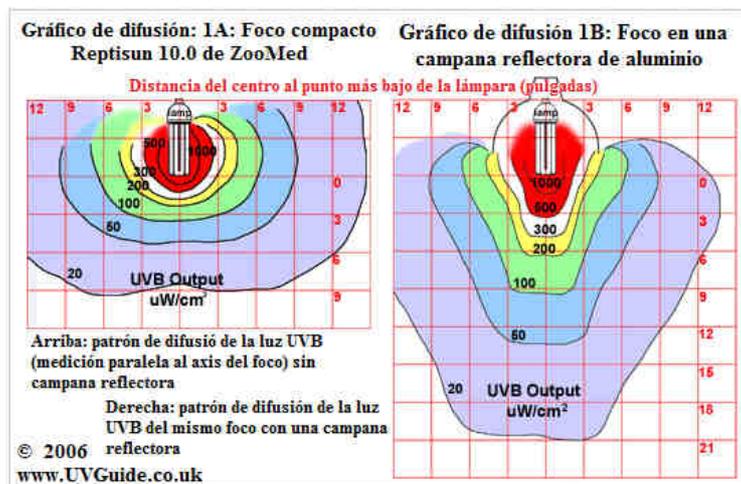


Fig.19. Demostración de la longitud de onda de la luz, sin y con el uso de campana, nótese que con la campana la longitud de onda es mayor <http://www.reptiland.es/Iluminacion/Iluminacion.htm>



Fig.20. Hay campanas como estas que permiten acomodar varios focos a la vez, por lo que se puede colocar un foco de calor, uno de luz y uno de luz ultravioleta, también existen campanas de un foco las cuales poseen propiedades reflectoras

La luz negra emite poca luz visible pero mantiene un buen espectro de luz UVB (290-320 nm); sin embargo una luz negra inadecuada resulta en conjuntivitis prurítica y formación de cataratas; por lo que estas luces necesitan de vigilancia por parte del dueño y protección de la piel tanto para el propietario como para el reptil para hacerlas útiles (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004; Patterson, 1995).

### Intensidad de la Luz

El clima terrestre queda determinado por la cantidad de radiación solar que incide sobre la superficie. Ciertos factores como la posición del sol, la rotación de la Tierra, la ubicación geográfica, la capa de ozono, las nubes, la humedad del aire, la altitud, el medio ambiente, etc., influyen sobre la intensidad de la luz. También dentro del micro-hábitat la intensidad lumínica tanto de la luz visible como la no visible, puede variar, dependiendo de la

densidad de la vegetación o de las condiciones geológicas. La cantidad de luz que llega a la superficie se conoce como luminiscencia y se mide en lúmenes por metro cuadrado o lux. La luminiscencia de la luz solar directa es aproximadamente igual a 100.000 luxes, pero en un día normal, donde la luz es filtrada por un cielo nublado, este valor se halla entre 5.000 y 10.000 luxes mientras que la luz de la luna llega apenas a 0,25 luxes. La radiación ultravioleta se expresa en microwatts por centímetro cuadrado ( $\text{mW}/\text{cm}^2$ ) y varía ampliamente desde los polos (valores bajos) hasta el ecuador (valores altos). La cantidad de radiación ultravioleta B que llega al ecuador en un día despejado es de aproximadamente  $270 \text{ mW}/\text{cm}^2$ . Sin embargo, esta gran cantidad de radiación va disminuyendo a medida que transcurren los días, de la misma forma que aumenta desde la salida del sol y tomando en cuenta que no todos los días están despejados. En la vida salvaje, cuando los reptiles se asolean, esta actividad está limitada para las mañanas y al final de la tarde. El resto del día se la pasan en la sombra, tanto en sus madrigueras, grietas o cualquier otro lugar sombreado como en matorrales, arbustos frondosos o en los árboles. Muchos sistemas de iluminación para reptiles hoy en día exceden los  $270 \text{ mW}/\text{cm}^2$  en un intento por exponer la mayor cantidad de radiación ultravioleta. Algunos hasta exceden los  $2000 \text{ mW}/\text{cm}^2$ , lo cual es absolutamente peligroso ([www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).

La selva y las áreas con arbustos dan más sombra que las llanuras y desiertos. Las selvas densas poseen muchos gradientes de radiación UV, con altos niveles en las capas más altas y bajos en las partes inferiores. Los prados y sabanas ofrecen el mismo gradiente para especies más pequeñas, por lo que las especies más grandes se hallan a una mayor exposición. En los desiertos hay menos protección contra la luz solar directa, y los niveles de UV pueden aumentar por la reflexión. Algunas regiones montañosas tienen valles, lo que implica que la luz del sol sólo puede atravesar el hábitat varias horas después del amanecer, lo que reduce considerablemente la exposición a los rayos UV. Debido a los diferentes grados de radiación por el tipo de hábitat se han creado focos que concuerdan con los requerimientos de las especies (ver fig. 21-22) (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).



Fig.21.Lámpara para terrario tropical

Reptil Glo 5.0 Exo Terra tiene de una moderada a alta emisión UVB, similar a los ambientes sombreados tales como bosques lluviosos y otras localidades tropicales. Los reptiles que viven en esos hábitats reciben poca radiación UV por las variadas condiciones climatológicas (alta humedad, cambios en el clima, etc.) que impide que la luz solar los alcance. Efectiva hasta 30 cm de distancia. Tiene un costo aprox. de \$ 430.00 M.N.



Fig.22.Lámpara para terrario desértico

Reptil Glo 10.0 Exo Terra tiene una potencia UVB muy alta similar a los ambientes desérticos. Localidades desérticas reciben más radiación solar directa que cualquier otra por la poca nubosidad, baja humedad del aire y la ausencia de plantas o arboles que proporcionen sombra. Por esto los reptiles de desierto están más expuestos.

Las radiaciones UV que cualquier otro tipo de reptil. Efectiva hasta 50 cm de distancia Tiene un costo aprox. de \$ 430.00 M.N.

Se debe tener cuidado con la exposición a la luz ultravioleta ya que puede ocasionar daños a los ojos de animales y cuidadores, una exposición de 30-45 min es suficiente para reptiles provenientes de hábitats abiertos (Girling y Raiti, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Con el tiempo la emisión de rayos UV de las lámparas tiende a disminuir aunque la emisión de la luz visible tenga la misma intensidad, por lo que se requieren cambios periódicos de 6 meses a un año dependiendo de las especificaciones de los fabricantes (Girling y Raiti, 2004; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).

## Fotoperiodo

Las necesidades del fotoperiodo en reptiles se basa en los ciclos circadianos y circanuales; así que las modificaciones dependen del área geográfica (latitud) de donde proviene el animal y de la estación del año, de forma que las especies de regiones ecuatoriales requieren de periodos de 12-14 h luz durante el verano y de 10-12 h. durante el invierno, pero si son especies del Norte o del Sur el periodo de luz varia de entre 8-9 durante el invierno a 14-16 h durante el verano. La duración del día debe reducirse en los meses de invierno. Toda lámpara que emita luz deberá ser apagada por la noche para no provocar estrés al individuo incluyendo las lámparas UV, sin embargo pueden usarse las lámparas de luz nocturnas las cuales simulan la luz de luna, mediante focos azules (se debe de tener cuidado al escoger este tipo de focos ya que también hay focos de luz de día color azul) (ver Fig.23). El fotoperiodo puede ser ajustado usando cronómetros en los circuitos eléctricos de la iluminación (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; Patterson, 1995; Portillo, 2006; [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)).



Fig.23. Esta lámpara simula la luz natural de la luna que permitir una visión nocturna sin interferir con el ciclo diurno y nocturno del animal. La luz emitida es azulada debido a uso de vidrio color azul. El calor que genera es mínimo pero es suficiente para crear temperaturas de una noche tropical.

En caso de no hacer modificaciones al fotoperiodo, frecuentemente se provoca enfermedad en el aparato reproductor o fallo en la reproducción; entre las que destacan: vitelogenesis anormal, reabsorción crónica de la yema y la formación de granulomas o tumores ováricos. La obesidad es otra secuela posible de un fotoperiodo anormal, ya que los animales que se supone deben de estar inactivos y anoréxicos durante el invierno, continúan comiendo (Mader, 2006).

### 3.- Humedad

La humedad del terrario depende de 3 factores: ventilación, temperatura e introducción de agua en el microclima. Proveer un gradiente de humedad puede ser un poco difícil, las grandes áreas de humedad no deben de ser a expensas de la ventilación, ya que si esta última se ve restringida contribuirá al crecimiento de patógenos fungales y bacterianos. Mientras que otros vivarios pueden ser muy secos por el exceso de calor y falta de ventilación lo que lleva a los animales a padecer de deshidratación, problemas de disecdisis, constipación o distocia. La humedad también es afectada por la cantidad de plantas en el terrario, así como el sustrato utilizado y su profundidad (Coborn, 1994; Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

La humedad puede ser provista mediante el uso de humidificadores, rociadores o sustratos que retengan la humedad (peat moss), en el mercado se encuentran distintos tipos de humidificadores, los bebederos también ayudan con la humedad, lo mismo que accesorios como las fuentes (ver fig.24-28) (Coborn, 1994; Coborn, 2004; Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Fig.24. Generador ultrasónico de niebla. Genera un rocío frío en todos los tipos de terrarios. Es ideal para aumentar los niveles de humedad y para crear una niebla natural. Se coloca en cualquier recipiente con agua funciona hasta una profundidad de 5 cm. Tiene un costo aprox. de \$784 M. N.





Fig.25. Volcán decorativo el cual sirve como humidificador ambiental; además posee una luz roja que da un gran efecto

Fig.26. Bomba mecánica rociadora



Fig.27. Cascada decorativa la cual cuenta con un compartimento para instalar un humidificador ambiental, hay de tamaño chico, mediano y grande y sus precios van de los \$590 M.N. aprox. en adelante dependiendo del tamaño



Fig.28. Los sistemas de goteo además de proveer humedad, simulan la forma natural de beber de las especies arbóreas, el big dripper tiene un costo de \$210 M. N. aprox.

Otras formas económicas para proveer humedad son:

- El elaborar una caja de humedad, la cual consiste en una caja de plástico que se llena con un sustrato húmedo como el musgo, a la tapa de la caja se le hace un agujero de tamaño pequeño que permita la entrada y salida del animal, esta caja se coloca dentro del terrario.



- Crear un sistema de goteo conectando una venoclisis a un frasco de agua y que gotee a una maceta con plantas.
- Recipientes con agua con un termostato o sobre placas térmicas (estas siempre por fuera)
- Las plantas ayudan a conservar la humedad.

(Coborn, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

Para algunos reptiles estrictamente arbóreos el fondo del terrario puede ser llenado con algunos centímetros de agua (ver Fig.29) (Mader, 2006).



Fig.29. Terrario específico de especies arbóreas, se puede poner agua como sustrato debido a los hábitos de estas especies

Siempre es importante la colocación de un higrómetro para llevar el registro de la humedad (ver Fig.30) Un rango de humedad entre 50-70% es bien tolerado por la mayoría de las especies, hay autores que recomiendan una humedad por arriba del 70%, sin embargo esto no se recomienda ya que se pueden presentar lesiones en piel; las especies desérticas se mantienen mejor en rangos menores al 50% de humedad usualmente de un 20-30% (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).



Fig.30. Izq. Higrómetro de Pared. Der. El higrómetro digital Exo Terra está equipado con un sensor remoto para una medición precisa; viene con un ajuste de la memoria para mínimos y máximos. El sensor se sostiene con una copa de succión y el marcador puede ser montado en tres formas: con Velcro® (incluida), con un tornillo o simplemente deslizándolo dentro del canal de una tapa.

Hay que tomar en cuenta que una humedad demasiado alta provoca problemas respiratorios y de piel, además de disminuir la temperatura corporal del reptil, al evaporarse; mientras

que una humedad baja lleva a problemas de deshidratación, se aumentan las pérdidas de agua por evaporación se presentan problemas de hiperuricemia y compromiso de la función renal sobre todo durante la hibernación (IMFAC, Curso Medicina Práctica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004).

#### **4.- Ventilación**

Un terrario por muy grande que sea siempre será un espacio cerrado, por lo cual la ventilación es muy importante; si no se proporciona una ventilación adecuada se originan bolsas de aire estancado con dióxido de carbono, el cual es un cultivo ideal para un gran número de agentes patógenos. La ventilación requiere cambios completos de aire, en vez de aire circulando en un sistema cerrado, la ventilación se mide mediante la cantidad de cambios de aire por unidad de tiempo. La ventilación permite la diseminación de partículas como bacterias, esporas y virus y reduce los olores en el encierro (Coborn, 2004; Girling y Raiti, 2004).

Es difícil mantener una buena humedad y temperatura en terrarios con buena ventilación; debido a que el aire refresca el ambiente y barre las partículas de agua, por lo que se debe de monitorear y restablecer de manera constante estos parámetros. La pérdida de agua se puede evitar al colocar cascadas, nebulizadores, etc. mencionados en la sección de humedad (Coborn, 2004; Girling y Raiti, 2004).

El tipo de terrario dicta el tipo de ventilación requerida; por ejemplo en los terrarios verticales el aire se queda estancado en el fondo; por lo que la ventilación se debe proveer tanto en el plano vertical como en el horizontal, en los vivarios pequeños el aumento de la ventilación se hace ajustando el tamaño de los agujeros de ventilación en la tapa; para terrarios más grandes y complejos, los ventiladores incrementan la circulación de aire e incrementan la difusión a través de las ventilas o los extractores son de utilidad parámetros (Girling y Raiti, 2004).

Otra opción es que se dejen respiraderos en la parte inferior de cada uno de los paneles a los extremos y otro en la parte superior (se recomienda tapa de malla), lo mejor es que los respiraderos sean ajustables para que puedan abrirse y cerrarse conforme se necesiten. En caso de que no se puedan hacer respiraderos se puede usar un difusor de acuario conectado a un compresor pequeño, el difusor puede ponerse en el agua si se necesita aumentar la humedad (Coborn, 2004; Girling y Raiti, 2004).

Los terrarios hechos de malla (ver Fig.31 y 32) son una buena opción para tener una buena ventilación siempre y cuando estén en un lugar donde no entren corrientes, se pueden encontrar hechos a mano, los cuales ya están armados e incluyen el foco de calefacción y la decoración con plantas naturales o artificiales; algunos fabricantes de accesorios para



reptiles los venden empacados y listos para armar.

Fig.31.Estos terrarios de malla hechos a mano, los podemos encontrar en el mercado de peces de Mixuca en el D.F., se debe tener cuidado al alojar reptiles sobretodo herbívoros pues ocupan plantas naturales y algunas pueden ser tóxicas, así mismo algunos terrarios incluyen focos en el interior, los cuales deben protegerse para evitar quemaduras, lo mejor es desmontarlos y ponerlos por fuera. Tienen un costo aprox. de \$800 M.N.

quemaduras, lo mejor es desmontarlos y ponerlos por fuera. Tienen un costo aprox. de \$800 M.N.

Fig.32.Terrario de malla prefabricado de la marca exo-terra, cuenta con puerta deslizante para acceso frontal, es resistente y ligero, puede ser usado dentro y fuera de casa.



© Exo Terra - 11/2010

## 5.-Sustrato

El sustrato es todo aquello que cubre la superficie del suelo donde el animal habita, el sustrato ideal deberá de ser económico, no tóxico, no abrasivo, fácil de conseguir y de limpiar. Los sustratos tanto naturales como artificiales ayudan a guardar la humedad (otro punto a tomar en cuenta para la elección del sustrato) y a proveer seguridad psicológica al animal. Los sustratos como el periódico y el papel estraza, son muy populares debido a su fácil limpieza; sin embargo no son estéticos y no ayudan a que el individuo desarrolle su conducta natural. Otros sustratos un poco más estéticos son el pasto sintético, cáñamo, musgo fresco o seco, heno, pellets de alfalfa, turba (tierra y hojas) también conocido como hojarasca, peat moss (se recomienda humedecerlo antes de incorporarlo al terrario pues tarda en absorber el agua), fibra de coco, grava y viruta (ver Fig. 33-38), sin embargo todos los sustratos naturales necesitan de una buena higiene para evitar la formación de moho y bacterias (Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).



Fig.33.Sustrato de corteza de pino, Higroscópico, absorbe y elimina la humedad completamente. Controla los niveles de humedad en el aire, estimula es comportamiento natural para excavar y vivir en madrigueras y absorbe los desechos



Fig.34.Ideal para la instalación de terrarios naturales, Es ideal para reptiles que les encanta la humedad, Estimula es comportamiento natural para excavar y vivir en madrigueras, Es un sustrato nutricional para las plantas



Fig.35. Musgo de bosque, Ideal para reptiles de ambiente pantanoso, Magnífico para usar en refugios humidificados, Excelente para usar en puestas y medio de incubación



Fig.36. Fibra de coco. Ideal para instalación de terrarios de selva tropical, incrementa la humedad en terrarios, estimula el comportamiento natural de excavar y esconderse



Fig.37. Arena natural sin colorantes ni químicos, crea un ambiente desértico natural y atractivo, excelente conductor del calor, estimula el comportamiento natural para excavar y vivir en madrigueras. Adecuado como sustrato para la puesta de huevos



Fig.38. La arena del lecho de río es ideal para distintos tipos de tortugas de agua tal como lo es en la vida silvestre. Las tortugas de caparazón blando prefieren especialmente la arena fina para cavar y hacer sus moradas.

Con la viruta se debe de tener cuidado con el tipo de madera a escoger, pues las maderas aromáticas como el cedro son tóxicas, afectando al tracto respiratorio y piel con alergias y permitiendo infecciones bacterianas secundarias, de la misma manera actúan los sustratos muy ácidos, muy alcalinos, muy secos, muy húmedos o sucios. Los pellets de alfalfa usados como sustrato pueden provocar que las tortugas

terrestres jóvenes desarrollen unas piernas torcidas, debido a que es un sustrato muy suelto. Si no se tiene el debido control de higiene, temperatura y humedad los elementos naturales pueden ser fuente de bacterias y hongos (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La arena, arena para gatos, mazorca de maíz estrujada y cáscaras de nuez, no se recomiendan debido a que la ingestión de estos, puede provocar impactación intestinal; por ejemplo el color de la arena (amarillo o rojo tal vez sea confundida con comida) y el uso de resinas influyen su ingestión, por lo que solo debe proporcionarse a especies que normalmente viven en la arena. Además en terrarios que requieren alta humedad, la mazorca de maíz estrujada, se enmohece rápidamente. La tierra tampoco se recomienda ya que es difícil encontrar los desperdicios y removerlos de manera eficiente, además de que puede contener bacterias, esporas y parásitos (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; Walls, 1998).

Cuando se usen sustratos que puedan causar impactación se recomienda que los alimentos se provean en plato para evitar la ingestión del sustrato (ver Fig.39), (Mader, 2006;



McArthur et al, 2004).

Fig.39. En este terrario para evitar la ingesta de sustrato, se colocó una losa rodeada por piedras para ahí colocar el plato con el alimento

Otros problemas que pueden ocasionar la mayoría de sustratos comercialmente disponibles son dermatitis por contacto y estomatitis (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

Se recomienda ver en el disco, el apartado de cómo armar un terrario de manera económica, ya que contiene consejos para alargar la vida del sustrato.

El agua es considerada un sustrato para reptiles acuáticos; el agua de la llave no se recomienda para reptiles que necesitan ambientes salobres, pues carece de las bacterias acidificantes que se encontrarían de manera natural (las cuales forman un sustrato bioactivo que interfiere con el crecimiento de patógenos), haciendo del agua neutra junto con las heces de los reptiles un medio propicio para bacterias y hongos patógenos oportunistas, desarrollando lesiones en piel, lo cual se ve exacerbado al mantenerlos en temperaturas incorrectas. Las lesiones en piel pueden evitarse añadiendo sal al agua a razón de una taza por cada 20 galones (aprox. 80 L) junto a un mantenimiento de la temperatura entre los 28-29.5°C (82-85°F) con áreas de asoleo con una temperatura igual o mayor a los 32°C (90°F) durante el día (Mader, 2006).

Para recrear estas bacterias acidificantes se trata de proveer material orgánico, algunos autores usan mezclas de te diluidas, otros añaden turba a los filtros mientras que otros utilizan lodo y plantas vivas. El sustrato bioactivo se utiliza tanto para especies acuáticas como terrestres; la teoría básica detrás de estos sustratos es que proporcionan un ambiente donde las bacterias beneficiosas compiten con las bacterias y los hongos patógenos para apoyar un microhabitat sano para el cautivo. El revolvimiento del sustrato es al parecer la llave, pues mezcla las bacterias competitivas en capas más bajas con las bacterias fecales y otras en la superficie, de tal modo que inhibe su crecimiento. La creación acertada del sustrato bioactivo, requiere que el sustrato tenga por lo menos 6.5 cm de profundidad que permite la buena retención de la humedad y el oxígeno. Si el sustrato se seca no trabaja (Mader, 2006).

## **6.- Agua**

El agua de bebida siempre deberá estar presente en un contenedor o en la forma en la que las especies estén acostumbradas a tomar el agua; a pesar de la presencia de agua las especies tropicales necesitan de aspersión diaria sobre todo en lugares secos y las especies desérticas toman grandes cantidades de agua a partir de su alimento; por lo que aunque en vida libre su contacto con ella sea limitado en cautiverio siempre deberán contar con ella (Beynon y Cooper, 1999; Walls, 1998).

Los reptiles que normalmente moran en el bosque de lluvia tropical como algunos lagartos y serpientes están acostumbrados a lamer el rocío del follaje; por lo que no aceptan el agua

en contenedores; así que el agua se les proporcionara mediante sistemas de goteo, los cuales pueden ser un inyector de neblina o botellas con aspersor (1 ó 2 veces al día), en el mercado se encuentran dispositivos para ofrecer agua de esta manera por ejemplo el big dripper y el little dripper (ver sección humedad) (Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

Independientemente de si los reptiles toman agua o no agua de contenedores, deberán estar presentes y se procurará que sea lo suficientemente grande para permitir que el reptil se pueda bañar en él, ya que los baños les ayudan con la muda de su piel e hidratación. En las especies terrestres; así como en animales juveniles, el agua debe ser poco profunda para evitar que se ahoguen (Beynon y Cooper, 1999; Mader, 2006).

La calidad del agua es importante sobre todo en especies acuáticas. Los parámetros mínimos a checar son amoníaco, nitratos y nitritos; estos ayudan directamente a la formación de desperdicios orgánicos dentro del sistema, los altos niveles de estos parámetros indican sobrepoblación o problemas de higiene. El agua dura contiene bicarbonato y sales de sulfato de calcio y magnesio y se considera segura; el agua suave contiene sodio en vez de calcio y magnesio, por lo que es un riesgo en pacientes que están en dietas restringidas en sodio. El agua destilada y desmineralizada, no necesariamente es benéfica. El agua fluorada contiene de 0.5-1 ppm de fluoruro, hay reptiles que llegan a presentar toxicidad por este mineral (fluorosis) como resultado de su acumulación a largo plazo, y se asocia con huesos deformados y suaves, dientes moteados con desgaste irregular, los animales más susceptibles a la fluorosis son aquellos con una dieta deficiente en proteína, calcio y vitamina C (Girling y Raiti, 2004; Mader, 2006).

La calidad del agua se puede monitorear mediante kits para acuarios, los cuales miden uno o varios de los parámetros mínimos. En el mercado se encuentran acondicionadores de agua que pueden remover cloro, amoníaco y nitratos (ver Fig.40) (Girling y Raiti, 2004).

Fig.40. Este acondicionador de agua de Zoo Med además de remover los elementos dañinos del agua, provee los electrolitos esenciales los cuales ayudan a hidratar a los animales recién adquiridos y se puede usar en tanques y bebederos



## **7.-Alojamiento**

Para el alojamiento se usan varios términos como acuario, terrario, acuaterrario o vivario, todos ellos se refieren al sitio donde el reptil es mantenido en cautiverio. Entre más grande es el alojamiento mejor se encontrara el animal. El alojamiento debe de estar hecho de un material suave, no abrasivo, no poroso y no tóxico; debe ser de fácil limpieza; los materiales como el plástico, plexiglás, vidrio, fibra de vidrio, madera sellada, acrílico (se raya) y malla de nylon pueden usarse (Mader, 2006; Portillo, 2006).

Para la forma del alojamiento es importante saber el comportamiento del animal en vida libre. La mayoría de los alojamientos tienen forma rectangular (minimizan los ángulos con los que un reptil puede chocar), los alojamientos con forma de pentágono, hexágono y octágonos, proveen poco espacio además de aumentar las probabilidades de lesiones. La altura es otro punto importante ya que los reptiles arbóreos como las iguanas y pitones necesitan un terrario alto para poder trepar, mientras que para los reptiles terrestres ocurre lo contrario necesitando más longitud para poder caminar (Beynon y Cooper, 1999; Coborn, 1994; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; Portillo, 2006).

Los grandes encierros al aire libre son muy populares para tortugas terrestres y apenas están ganado popularidad para lagartos y serpientes (Mader, 2006).

Se debe de evitar mezclar especies que necesiten instalaciones diferentes o que sean de distintas partes del mundo. Las tapas de los terrarios siempre deben ser de malla para permitir la ventilación, el escape del exceso de calor y de humedad, y permitir el paso de la luz UV (Beynon y Cooper, 1999).

Existen varias clasificaciones para los terrarios dependiendo del tipo de hábitat a reproducir, entre los que se encuentran:

1. Terrario cálido-seco: especies desérticas y semidesérticas.
2. Terrario cálido-húmedo: especies de selva tropical.
3. Terrario templado-seco: especies de bosques.
4. Terrario templado- húmedo: especies de bosques templado húmedo.

5. Acuaterriorio: especies que requieren grandes espacios de agua.  
(Coborn, 1994).

**\* Cantidad de individuos que se pueden mantener en un terrario**

El terrario se debe designar para una sola especie y de ser posible un solo individuo, pues se reduce la competencia por alimento, lugares de descanso y sitios para el control conductual de la temperatura (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Si se quiere tener varios animales coexistiendo en un mismo ambiente en cautiverio se debe tener en cuenta que el tamaño del alojamiento y el ambiente sean adecuados para las especies que se consideran tener. Además se tiene que tomar en cuenta la relación entre las especies, si compiten por el alimento, si se depredan unos a otros, sobre todo si pueden acarrear enfermedades o parásitos que puedan afectar negativamente a otras especies; por ejemplo algunos ejemplares como las tortugas de caparazón blando (*Trionyx* spp.) son extremadamente agresivas; mientras que las boas pueden afectar gravemente a las pitones al ser portadoras de la enfermedad de los cuerpos de inclusión (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Cuando se mantengan animales en grupo deberá de evitarse mantener en el mismo grupo animales de diferentes tamaño para evitar las agresiones. La introducción de nuevos animales deberá de hacerse con cuidado; ya que aunque los nuevos individuos hayan sido mantenidos en cuarentena por varios años, no garantiza que estén libres de agentes infecciosos. Es importante no mantener los vivarios con sobrepoblación, por razones de higiene, competencia por alimentos, áreas de asoleo y estrés (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Si se decide mantener varios animales a la vez se deberá de proporcionar varias estaciones de asoleo y alimentación para que los animales débiles eviten a los dominantes; puede ser necesario separar las especies agresivas durante la alimentación para prevenir lesiones en

los demás animales, las peleas se verán disminuidas si se albergan animales compatibles (Manual Merck de Veterinaria, 2007).

## 8.- Accesorios

En los terrarios puede no haber accesorios y solo contar con los platos de agua y comida y un lugar para esconderse; sin embargo esto es poco estético y no se asemeja al hábitat natural; por lo que se puede enriquecer el ambiente mediante diferentes accesorios como ramas, plantas, rocas y hasta el sustrato; estos deben de formar parte normal del estilo de vida del animal, ya que además de ser decorativos proveen un lugar para esconderse y disminuir el estrés de los animales, sobre todo para las especies terrestres y subterráneas (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Sin embargo estos elementos quitan espacio a menos que el animal pueda usar las áreas por abajo o encima de ellos, por lo que se recomienda aumentar el espacio en piso. El mejor ambiente es aquel que permite al animal expresar su conducta normal; además de los beneficios psicológicos; también cubren los requerimientos físicos ya que los obstáculos les ayudan a ejercitarse y las rocas y ramas rugosas ayudan con la ecdisis (ver Fig.41) (Coborn, 1994; Girling y Raiti, 2004; Schmidt, 1999).



Fig.41. Estas maderas dan un ambiente más natural, además de ayudar al animal con la ecdisis

Cualquier material orgánico traído al terrario puede ser una fuente potencial de enfermedad; por ejemplo los materiales porosos como la madera, pueden acarrear ácaros; por lo que se sugiere que los accesorios sean limpiados, desinfectados y/o cambiados con regularidad y al igual que con el sustrato no deben ser tóxicos, ni acarrear lesiones al animal. Si se van a colocar plantas naturales al terrario se debe de verificar que no sean toxicas para los reptiles, sobre todo para los herbívoros, sin embargo para evitar este problema en el mercado hay una gran variedad de plantas artificiales y algunas son

muy semejantes a las plantas naturales y enriquecen de igual manera el ambiente (ver Fig.42) (Coborn, 1994; Coborn, 2004; Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).



Fig.42 .Plantas artificiales las cuales son muy parecidas a las naturales e incluso hay para ambientes acuáticos

Las áreas para escondite se usan para que el animal evite ser observado; además estas áreas proveen un lugar con una baja temperatura, alta humedad y sombra, por lo que ayudan a aumentar los gradientes de temperatura disponibles en el terrario. Los escondites deben ser lo suficientemente grandes para que quepa el reptil en cuestión, pero lo suficientemente pequeños para crear una sensación de seguridad. En el caso de tener varios animales en el terrario se debe destinar un escondite por animal, además estos lugares ayudan a tener un área de escape en caso de peleas. Los escondites pueden ir desde una caja de cartón, troncos huecos, rocas acomodadas de tal forma que simulen cavernas, hasta accesorios (ver Fig.43 y 44) (Coborn, 1994; Girling y Raiti, 2004, Schmidt, 1999; Walls, 2000).



Fig.43.Estos troncos o rocas huecos permiten a los animales esconderse cuando lo requieren además el material del que están hechos es de fácil limpieza



Fig.44. Esta roca para escondite tiene la particularidad de poseer una tapa con imán, la cual va por fuera del terrario, y se puede remover para ver al animal sin perturbarlo, el costo de esta roca es de aprox. \$320 M.N.

Los fondos de naturaleza ayudan a crear un ambiente más natural y pueden ir desde un simple póster hasta placas que simulan una pared rocosa (ver Fig.45), algunas personas pegan rocas de río a una pared del terrario en vez de usar las placas y es más barato (Coborn, 1994).



Fig.45. Crea un hábitat multidimensional ideal para reptiles trepadores o se puede usar simplemente para embellecer el terrario. Está hecho de poliestireno negro, no tóxico; El poliestireno tiene la ventaja de ofrecer aislamiento y es fácil de cortar para fijarlo en cualquier terrario.

## INSTALACIONES PARA TORTUGAS TERRESTRES

Las tortugas terrestres son mejor mantenidas en grandes hábitats al exterior; desafortunadamente no todas las regiones presentan un clima apropiado; por lo que en climas fríos se necesitan que los albergues estén en el interior del hogar y los animales solo podrán estar en el exterior durante los meses cálidos (McArthur et al, 2004; Walls, 1998).

Los encierros al aire libre requieren de un terreno bien drenado, al cual le dé el sol de forma directa y debe contar con lugares de sombra; en el terreno deberán plantarse hierbas no venenosas (ej. trébol, alfalfa, hibiscos, pasto, etc.) para que éstos animales puedan pastorear (McArthur et al, 2004).

Se propone que el espacio para las tortugas terrestres sea de 0.4 m<sup>2</sup> por cada 10 cm de longitud del caparazón; aunque es mejor aportar el máximo tamaño posible (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

Las tortugas africanas y de clima tropical que son mantenidas en climas fríos deberán mantenerse en hábitats al interior la mayor parte del año; sin embargo se beneficiaran de un ambiente al aire libre en los meses de verano (McArthur et al, 2004).

Las tortugas son sorprendentemente ágiles, son buenas excavadoras y pueden llegar a trepar; por lo que los hábitats al aire libre deben de estar bien diseñados para evitar que el animal escape; sobre todo los machos durante la época reproductiva ya que están más activos, además de ofrecer protección contra depredadores (perros, gatos y aves como cuervos y gaviotas) (McArthur et al, 2004).

Una ventilación adecuada es esencial por lo que los tanques de vidrio no son recomendados para mantener a este tipo de quelonios (McArthur et al, 2004, Walls, 1998).

Para mantener la temperatura se recomienda el uso de placas térmicas y cintas térmicas, los cuales proveen un buen gradiente térmico. Para saber cuáles son las temperaturas optimas preferentes de acuerdo a cada especie; así como su acondicionamiento se recomienda ver las tablas 8 y 9 (Mader, 2006).

**TABLA 8**  
**Rango de Temperaturas Óptimas Preferentes en °C para las tortugas terrestres**  
**(sin contenido intestinal)**

Nombre común	Día	Noche	Temperatura invernal	Calentador de bajo del terrario	Lámparas incandescentes 50-75 Watts	Espectro natural de luz
Tortugas de Caja	25.5-31.6	21	10-18	No	Sí	Sí
	Se mantienen en el exterior durante finales de primavera, verano y principios de otoño, en los climas fríos y templados.					
Tortugas tropicales	27.7-30	23-26	No	Opcional	Sí	Sí
Mayoría de tortugas terrestres	27.7-31	21-24.4	solo especies de clima templado	No	Sí	Sí
	Se mantienen en el exterior durante finales de primavera, verano y principios de otoño, en los climas fríos y templados.					

(Mader, 2006).

**TABLA 9****Condiciones de Mantenimiento para las Tortugas Terrestres**

Nombre común	Temperatura sugerida para hospitalización y POTZ	Área de asoleo de 40°C o más	Espectro completo de luz	Humedad Baja (<35%) Media (35-55%) Alta (>55%)	Tipo de Terrario
Tortugas mediterráneas	20-32	Sí	Sí, UVB esencial	media	Exterior, con terrenos bien drenados, soleados con techo.
Tortugas de Caja Norteamericanas	21-30	limitada	Sí, UVB recomendado, proveer áreas sombreadas	alta	Pueden ser mantenidas al interior o exterior, con escondites y sustrato para enterrarse, necesitan un estanque para baño, pocas horas de asoleo
Tortugas Leopardo y Sulcatas	20-32	Sí	Sí, UVB esencial	baja	Se mantienen al exterior en los meses de verano, con refugios tibios durante la noche, necesitan grandes encierros al exterior, soleados donde puedan pastar

(McArthur et al, 2004).

**-Sustrato**

El sustrato correcto y la profundidad de este ayudaran a mantener un apropiado microclima; hay tortugas terrestres las cuales gustan de enterrarse como ejemplo las tortugas de caja

(*Terrapene* spp.); por lo que deberán de disponer de espacio y sustrato para esto (McArthur et al, 2004).

### **-Alojamiento**

Si el clima lo permite las tortugas pueden permanecer en el exterior, se aconseja construir un corral con malla metálica fuerte y se coloca de tal forma que las tortugas puedan pasear a sus anchas y tomar el sol, también deberán contar con un área de sombra, dependiendo de la región y el clima es necesario que pasen la noche en el interior. Se recomienda que el área del terrario para las tortugas terrestres sea de 5 veces la longitud del animal al cuadrado o 0.4 m<sup>2</sup> por cada 10 cm de longitud del caparazón (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Walls, 1998).

Las tortugas leopardo (*Geochelone pardalis*) y las tortugas sulcata (*Geochelone sulcata*) adultas gustan de tener un refugio donde pasar la noche; así que es conveniente construir un cubículo con una base de 1×1.5 m y cuya altura nos permita tener acceso para limpiarlo, este cobertizo debe contar con una rampa para que las tortugas puedan acceder al interior, una lámpara calefactora en un extremo, un recipiente con agua lo suficientemente grande para poder bañarse y una puerta para evitar la entrada de corrientes (ver Fig.46 y 47) (Walls, 1998).



Caseta que permite afrontar el invierno      Interior de la caseta

Fig.46.

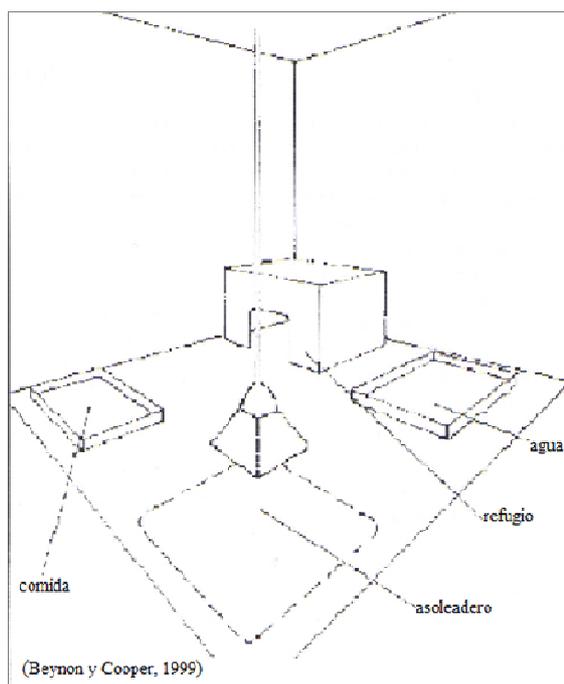


Fig.47. Mapa de distribución de los elementos en el interior de la caseta

Se recomienda que la superficie del área de todos los caparazones de las tortugas que ocupan el tanque no exceda el 25% del área del piso (McArthur et al, 2004).

La mayoría de los quelonios son mejor mantenidos en pequeños grupos de la misma especie, aunque la mejor recomendación es que sean albergados como individuos solitarios. Pocas especies toleraran un grupo mayor a 8 miembros, por lo que si se quieren mantener colonias de estos animales deberán ser de un número menor o igual a 8 individuos (McArthur et al, 2004).

En libertad los machos llevan una vida solitaria siendo nómadas y buscan hembras con las cuales aparearse; mientras que las hembras son más territoriales; este comportamiento se refleja en cautiverio, cuando los machos se encuentran sanos, constantemente trataran de escapar del terrario por mas grande que este sea (McArthur et al, 2004).

Las únicas tortugas que se benefician de ser mantenidas en grupo son las *Testudo horsfieldi*; ya que en libertad son gregarias y viven en grupos (McArthur et al, 2004).

## INSTALACIONES PARA TORTUGAS ACUÁTICAS

Las tortugas acuáticas requieren de dos áreas en su albergue una con agua limpia y otra área para asoleo (ver Fig.48). Los tanques de vidrio y de plástico y los estanques interiores y exteriores pueden ser usados. Las tortugas acuáticas pertenecientes a climas templados pueden mantenerse en el exterior la mayor parte del año. El espacio puede ser de 0.4 m<sup>2</sup> por cada 10 cm de longitud del caparazón para tortugas semiacuáticas y para tortugas totalmente acuáticas 0.25 m<sup>3</sup> por cada 10 cm de longitud del caparazón, en otras bibliografías se puede encontrar que la longitud del terrario debe ser 5 veces el largo del animal por 3 veces la longitud del animal de ancho. Las medidas anteriores son recomendaciones y lo ideal es proveer el mayor espacio posible, esto aplica para todas las especies de reptiles. Los mejores tanques para tortugas acuáticas son los de 80, 120 y 220 L, para tener una idea del espacio de alojamiento mínimo de las diferentes especies de tortugas acuáticas (ver la tabla 10) (Girling y Raiti, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004, Patterson, 1995).

**TABLA 10**

### **Espacio de Alojamiento Mínimo para Tortugas acuáticas**

Especie	Tamaño del Alojamiento
Tortugas de cuello en S, tortugas almizcleras	20 GL
Casquitos, tortugas tierra ( <i>Terrapenes</i> )	40 GL
Tortuga de orejas rojas, tortuga pintada y mapa	40 GL
Tortuga mordedora	75 GL
Tortuga caimán	100 GL

\*GL galón-longitud (Mader, 2006)

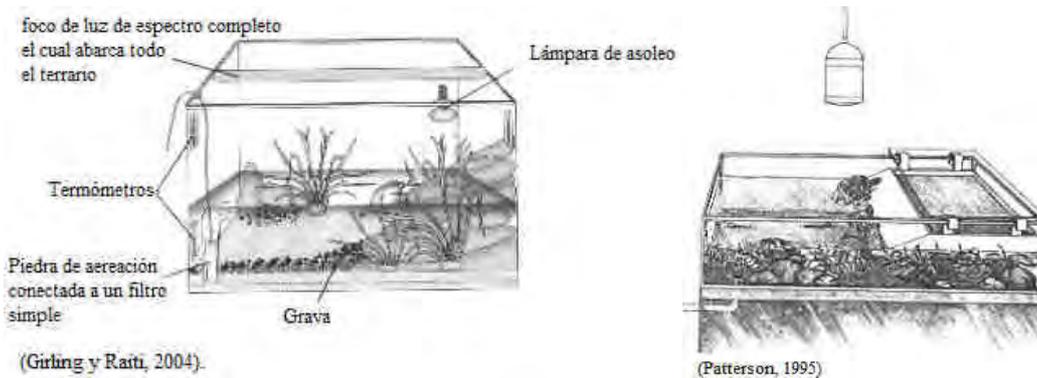
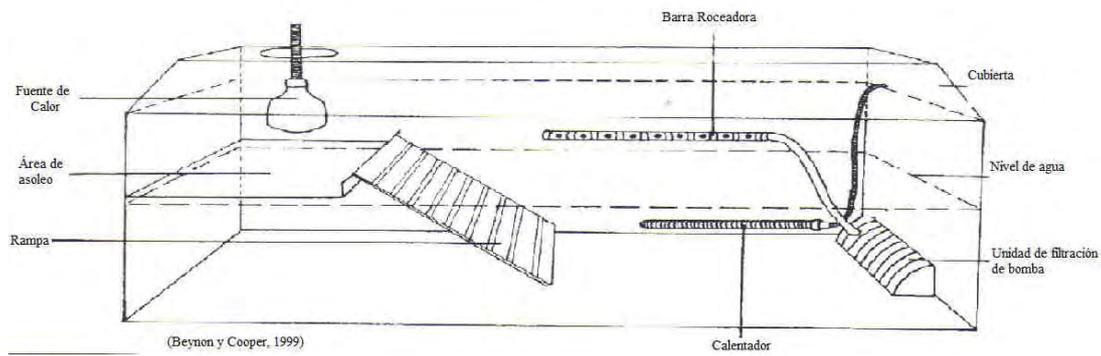


Fig.48. Ejemplo de terrarios para tortugas acuáticas con las áreas y accesorios necesarios

Las tortugas acuáticas adultas pueden mantenerse en estanques cerrados al aire libre (ver Fig.49), aunque se recomienda que las tortugas juveniles con un tamaño menor a 10 cm de longitud y aquellas con un historial de problemas de salud sean mantenidas adentro, hay que tomar en cuenta que las tortugas acuáticas también pueden escaparse de sus encierros al aire libre (McArthur et al, 2004).



Fig.49. Ejemplos de estanques exteriores

## -Agua

El agua es importante en estas especies ya que la alimentación, reproducción e interacción social se realizan en este medio. La calidad del agua es esencial, por lo que se deberá de contar con un sistema de filtración, aireación y cambios regulares de agua, además de la creación de una zona aparte para la alimentación (Beynon y Cooper, 1999; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

Los filtros internos de espuma en lata y los filtros de plataforma son adecuados para usarse en tanques pequeños; para los estanques donde se albergan grandes tortugas acuáticas se recomiendan los filtros de cabeza de poder que circulen el agua y filtros de cascada. Es importante destacar que aunque se recomiendan los filtros para peces, hay autores que no los consideran de gran utilidad; ya que las heces de las tortugas son más densas que la de los peces, por lo que el filtro se satura fácilmente; así que si se van a usar este tipo de filtros debe de usarse un filtro o dos que puedan manejar el doble o triple del agua que contiene el acuario o utilizar filtros específicos para tortugas acuáticas (ver Fig.50). La presencia de un filtro solo retrasa el cambio del agua más no quiere decir que por tener filtro el agua no deberá cambiarse (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004; Patterson, 1995; Portillo, 2006).



Fig.50 .Filtro 501 de Zoo Med especialmente diseñado para tortugas acuáticas, canastilla exterior para tanques mayores a 30 GL, proporciona filtración biológica, química y mecánica. El precio aprox. de este filtro es de \$35 US.



El agua clorinada puede usarse para todas las especies de quelonios, pero puede afectar la eficiencia del sistema biológico de los filtros, para eliminar el cloro se permite que el agua se asiente durante 24h antes de usarse o pueden usar los anticloros comerciales para acuario, que son de ultima opción por los químicos que contienen (Girling y Raiti, 2004; McArthur et al, 2004).

Además se debe de tomar en cuenta el pH del agua como se menciona en el apartado de sustratos y en las especies de estuarios se debe medir la salinidad del agua (Manual Merck de Veterinaria, 2007).

Se recomienda que la profundidad del agua sea la mitad o 1.5 veces la longitud del caparazón de la tortuga (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

La temperatura del agua se mantiene mediante el uso de placas térmicas debajo del tanque (algunos autores solo los recomiendan para especies terrestres) o de termostatos recomendados para acuarios, los cuales deben de ser protegidos por una cubierta de malla o con un tubo de PVC (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

### **-Área de asoleo, Iluminación y calefacción**

El área de asoleo deberá de contar con una lámpara para calentar al animal cuando este en esta zona, la temperatura variara de acuerdo a la especie por ejemplo para tortugas de orejas rojas (*Trachemys Scripta Elegans*) se deberá mantener una temperatura de alrededor de 26-30°C; mientras que su POTZ se encuentra entre los 24-29°C. Se deberá de proporcionar una rampa para permitir el acceso a la tortuga al área de asoleo (ver Fig.48). Las tortugas acuáticas requieren de luz UVB, aunque algunos autores digan que es opcional, pero ésta no penetra más allá de la superficie del agua, por lo que estas lámparas deben colocarse en el área de asoleo, para darnos una mejor idea de los requerimientos de la mayoría de las tortugas acuáticas ver tabla 11 (McArthur et al, 2004; Patterson, 1995; Portillo, 2006).

El agua del tanque se mantendrá tibia mediante el uso de termostatos, los cuales se regulan para dar la temperatura apropiada de acuerdo a la especie y se medirá con un termómetro (ver Fig. 14-17) (Patterson, 1995).

A las hembras se les deberá de proporcionar un área de nidación para alentar la ovoposición, la cual debe contener algún sustrato blando que puedan escavar para que puedan hacer su nido (McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

**TABLA 11**  
**Requerimientos de Temperatura y accesorios calefactores**  
**para la mayoría de Tortugas acuáticas**

Día	Noche	Temperatura invernal	Calentador de bajo del terrario	Lámparas incandescentes 50-75 Watts	Espectro natural de luz
26.6-28.8°C	18-21°C	Opcional	No	Sí	Opcional

(Mader, 2006).

### INSTALACIONES PARA SERPIENTES

El tamaño del vivario depende de los hábitos de las serpientes; por lo que sus necesidades cambian si son terrestres, arborícolas o gustan de hacer madrigueras (Girling y Raiti, 2004).

Para las serpientes terrestres (serpiente ratonera y de maíz [cincuates]) se recomienda que el mínimo de largo sea 3/4 de la longitud del cuerpo, el ancho sea 1/3 de la longitud del cuerpo y la altura sea 1/2 de la longitud del animal. Las serpientes arborícolas (boa constrictor y pitón) se adaptan bien con un terrario del mismo largo y ancho mencionado para las terrestres, pero con una altura igual al largo del cuerpo del animal; mientras que para las especies cavadoras (boa de arena) se recomiendan las mismas medidas de ancho y largo; pero la altura deberá ser 1/2 de la longitud del animal, permitiendo al menos 30 cm de sustrato (ver tabla 12); de la misma forma los requerimientos de temperatura cambian conforme a la especie (ver tabla13) (Girling y Raiti, 2004).

**TABLA 12**  
**Espacio de Alojamiento Mínimo para Serpientes**

Especie	Tamaño del Alojamiento
Garter snakes	10 G
Pitón bola	20 GL
Serpiente Rey	20 GL
Serpiente ratonera y de maíz	20 GL
Boa constrictor	75 GL
Pitón burmes	8 (L)×4 ft(ancho) ×2ft (altura)

\*G: galón, L: longitud, GL: galón-longitud; ft: pies (Mader, 2006).

**TABLA 13**  
**Rango de Temperaturas Óptimas Preferentes en °C para las serpientes**  
**(Sin contenido intestinal)**

Nombre común	Día	Noche	Temperatura invernal	Calentador de bajo del terrario	Lámparas incandescentes 50-75 Watts	Espectro natural de luz
Boa Constrictor	29-32	21.1-26.6	15.5-21-1	Sí	Opcional	No
Pitón Bola	25-31	20-23	15.5-21-1	Sí	Opcional	No
Serpiente de Maíz	25-28.8	19.4-23.8	12.7-15.5	Sí	Opcional	No

(Coborn, 1995; Drewnowski, 1998; Mader, 2006; Walls, 2000).

### **ALOJAMIENTO DE LA SERPIENTE DE MAÍZ**

En México es conocida vulgarmente como cincuate; para ellas un acuario largo de 80-120L (100x30x40cm) es suficiente ya sea adulta o juvenil en desarrollo, el vivario deberá de tener una cubierta completa de malla que encaje perfectamente en todas las esquinas para evitar escapes (Mader, 2006; Walls, 2000).

#### **-Iluminación**

Las serpientes de maíz son especies nocturnas, sin embargo se benefician de un espectro completo de luz. Hay que evitar que entren en contacto con focos y lleguen a presentar quemaduras, para lo cual se recomienda estén fuera del terrario o protegidos (ver sección iluminación) (Mader, 2006; Walls, 2000).

#### **-Calefacción**

El uso de una lámpara calefactora, que apunte a una roca y la caliente durante 4-5 horas al día, para desconectarla por la noche, hace que la roca vaya desprendiendo el calor absorbido, durante la noche; tal como ocurriría en la naturaleza. Aunado a la lámpara se recomienda el uso de placas térmicas, se debe medir la temperatura en el terrario para mantener la optima en esta especie (ver tabla 13 y sección de temperatura) Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Manual Merck de Veterinaria, 2007; McArthur et al, 2004; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007; Walls, 2000).

### **-Sustrato**

Hay que elegir un material que no sea muy húmedo, pues las serpientes de maíz prefieren los lugares secos. El sustrato de los lugares de escondite, se mantiene más húmedo que el del resto del terrario, proporcionando un lugar con mayor humedad a disposición del animal; un escondite estará en la parte fría del terrario y otro en la parte tibia ayudando a formar los gradientes de temperatura (Walls, 2000).

### **-Agua**

Un recipiente pequeño y estable con agua limpia es necesario, aunque las serpientes de maíz no se bañan frecuentemente, el animal debe poder entrar por completo al recipiente, tampoco defecan en el recipiente, por lo que su limpieza es sencilla (Walls, 2000).

### **-Accesorios**

Se puede incluir una rama para trepar, aunque no son especies arborícolas y se debe tener cuidado de que no llegue muy cerca de la tapa del terrario ya que son fuertes y pueden llegar a levantar la tapa y escapar. No es necesario la colocación de plantas, pero si se desean se pueden agregar (Walls, 2000).

## **ALOJAMIENTO DE LA BOA CONSTRICTOR**

Antes de llevar la boa a casa, se debe adquirir un terrario de tamaño adecuado; es decir que permita mantener al animal cómodamente durante toda su vida; por lo que se debe tomar en cuenta que estos ejemplares llegan a medir de 2-4 m de adultos; así que el terrario tendrá las medidas mínimas que se recomiendan en la tabla 12, tomando en cuenta su talla adulta; con el fin de evitar los cambios de terrario que ocasionan estrés, problemas de adaptación y anorexia. El crecimiento de las serpientes no se limita por el hecho de vivir en un recinto pequeño solo se hace más lento pero no se detiene; por lo que se debe proveer un espacio suficientemente amplio para que el animal este cómodo y se puedan efectuar las tareas de mantenimiento (ver Fig. 51) (Drewnowski, 1998).



Fig.51.Terrarios adecuados para especies arbóreas.

Es imprescindible contar con un buen sistema de seguridad, ya que como todas las serpientes, investigan a conciencia todos los rincones de su terrario y fácilmente localizan los puntos débiles; así que lo ideal es un terrario con puertas con bisagras y un cierre adecuado se recomienda el uso de candados, en el mercado se pueden encontrar candados diseñados para los encierros de reptiles (ver Fig.52), claro que cualquier candado es de utilidad. Las boas de gran tamaño no deben dejarse nunca libres por la casa, especialmente si hay niños pequeños o mascotas pequeñas, pues incluso las más pacíficas, pueden llegar a tener un carácter impredecible y pueden llegar a atacar o incluso matar a alguien (Drewnowski, 1998).

Fig.52.Cerradura de combinación segura que evita la apertura accidental.



#### **-Sustrato**

No necesitan un sustrato específico, pues son serpientes arbóreas y puede usarse cualquiera de los recomendados en la sección de sustratos, pero si debe proporcionar cierta humedad ya que son especies tropicales (Drewnowski, 1998).

#### **- Calefacción**

Su rango de temperatura preferido está en la tabla 13, para la calefacción se utilizan las placas térmicas y los focos de calefacción, durante la noche se pueden usar los focos de luz nocturna que dan temperaturas de noche tropical, para complementar ver sección de temperatura (Drewnowski, 1998).

### **-Agua**

Deberá haber un recipiente con un par de centímetros de agua, lo suficientemente grande para que la serpiente pueda entrar en él y lo suficientemente pesado para no volcarlo (ver Fig. 53 y 54), en caso de que se alojen animales neonatos o muy jóvenes es mejor un plato plano con 1.5 cm de agua, pues pueden llegar a ahogarse (Coborn, 1995; Drewnowski, 1998; Schmidt, 1999).

### **-Iluminación**

No es imprescindible que las boas tengan un espectro completo de luz, ya que son animales de hábitos crepusculares y nocturnos; pero es bastante beneficiosa, es especial si se tiene una pareja reproductora (Coborn, 1995; Drewnowski, 1998; O'shea y Halliday, 2001).

### **-Humedad**

Al ser especies tropicales necesitan bastante humedad en el terrario manteniendo una humedad relativa de 80% (Schmidt, 1999).

### **-Accesorios**

Las boas necesitan de escondites y suelen usarlos con frecuencia, algunas boas incluso llevan a sus presas al escondite para comer en paz, los escondites deben ser de fácil acceso para manipular a la serpiente en caso necesario sin que deje de sentirse segura (Drewnowski, 1998).

Las piedras y ramas son de ayuda para cuando inician la muda, además les sirven para trepar y hacer ejercicio, la madera suele ensuciarse y pudrirse por lo que es recomendable renovarla en vez de limpiarla (Drewnowski, 1998).

## **ALOJAMIENTO DE LA PITÓN BOLA**

La Pitón bola es más terrestre que arborícola, aunque es buena trepadora, las pitones jóvenes están bien en un terrario rectangular de 90x45x45cm, hasta que el ejemplar alcance los 90cm, las medidas para las serpientes terrestres están dadas al principio del capítulo y se debe tomar en cuenta que esta especie alcanza de 1-1.5m (ver Fig.53). Al igual que las boas

se debe de tener cuidado de no dejar puntos débiles en el terrario pues pueden escapar a través de rendijas estrechas a pesar de su robustez (Coborn, 1995).

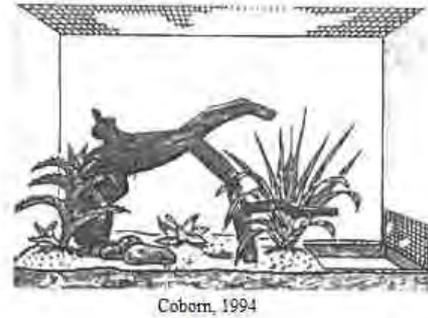


Fig.53. Ejemplo de terrario, cuyo diseño sirve para la mayoría de serpientes.

### **-Calefacción**

Son especies tropicales, así que se recomienda mantener una temperatura cálida durante todo el año con sus respectivas variaciones nocturnas, se recomienda el uso de focos y placas térmicas para crear un gradiente de temperatura, también se recomienda que el agua que se reemplaza, este tibia para evitar variaciones bruscas de temperatura (Coborn, 1995).

### **-Iluminación**

La pitón bola es un animal nocturno, sin embargo se ha visto que se benefician de un espectro de luz completo durante el día, ya que mejora el apetito y la reproducción (Coborn, 1995; O'shea y Halliday, 2001).

### **-Humedad**

Al ser especies tropicales necesitan bastante humedad en el terrario manteniendo una humedad relativa de 80% (Schmidt, 1999).

### **-Sustrato y Agua**

Las recomendaciones son las mismas que para las boas (ver Fig.54) (Coborn, 1995; Drewnowski, 1998; Schmidt, 1999).

Fig. 54. Pitón bola del Herpetario de la UMA de Puebla tomando un baño en un bebedero de acuerdo a su tamaño



### **-Accesorios**

Estos animales gustan trepar de vez en cuando por lo que ha que proporcionarles ramas para trepar, además gustan de tener escondites, ya que son animales tímidos (Coborn, 1995)

## INSTALACIONES IGUANAS VERDES

### -Alojamiento

La iguana verde es una criatura activa y necesita ambientes amplios para expresar su conducta natural. Al ser principalmente arborícola su terrario necesita una altura al menos igual al largo del ejemplar, el ancho debe de ser al menos 2/3 partes de la longitud total del animal y de largo debe medir de 1.5-2 veces de la longitud total de la misma. Es importante tomar en cuenta el tamaño final de las iguanas (1.30 m) y comprar un terrario adecuado desde el principio (ver Fig.51 y 55), también se puede ver la tabla 14, donde viene el espacio de alojamiento mínimo de acuerdo a la edad del reptil (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

**TABLA 14**

**Espacio de Alojamiento Mínimo para Iguanas Verdes**

Juvenil	30 GL
Adulto	8 (L) ×2(ancho) ×6 ft (altura) o 180cm largox180cm de altox90cm de ancho

\*L: longitud, GL: galón-longitud (Coborn, 2004; Mader, 2006).

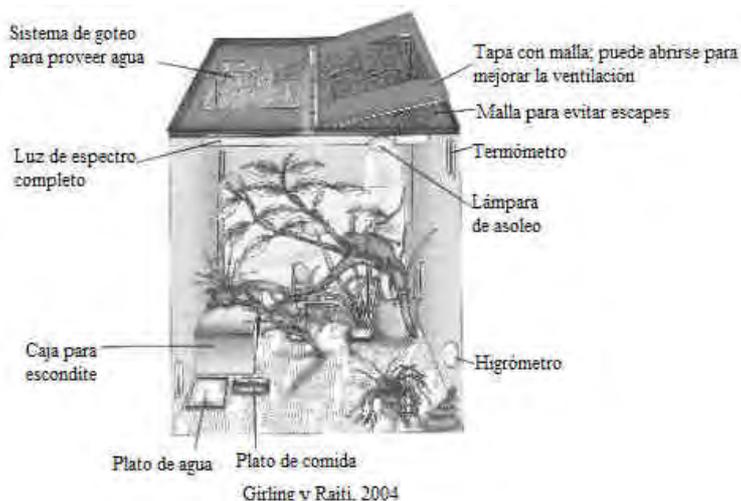


Fig.55. Ejemplo de un terrario para especies arborícolas

Si se vive en un lugar con un clima apropiado para las iguanas verdes, se puede recurrir a las instalaciones al aire libre, las medidas son las mismas, es conveniente que la instalación este en un lugar donde le dé el sol; pero es muy importante que los animales tengan opción

a sombra y tenga muy buena ventilación por lo que se recomienda el uso de malla, para evitar el sobrecalentamiento del animal y con esto la muerte (Coborn, 2004).

La instalación al aire libre se recomienda se oriente al sur, tenga un montículo central de tierra y unos fundamentos de 50 cm de profundidad para evitar que escaven y se escapen, se aconseja que la parte superior del muro tenga un remache de 30 cm hacia el interior de la instalación (Coborn, 2004).

### **-Calefacción**

Para mantener la temperatura para las especies arbóreas se recomienda el uso de calor radiante (lámparas incandescentes) y el uso de placas térmicas ayuda a crear un buen gradiente de temperatura. El POTZ de las iguanas verdes (*Iguana iguana*) va de los 25°C-35°C, (ver tabla 15) (Mader, 2006; Portillo, 2006).

**TABLA 15**  
**Rango de Temperaturas Óptimas Preferentes en °C para las iguanas**  
**(Sin contenido intestinal)**

Nombre común	Día	Noche	Temperatura invernal	Calentador de bajo del terrario	Lámparas incandescentes 50-75 Watts	Espectro natural de luz
Iguana verde	28.8-32.2	19.4-25	17.7- 20.5	Opcional	Sí	Sí

(Mader, 2006).

En caso de instalaciones al aire libre con clima apropiado esto no será necesario (Coborn, 2004).

### **-Iluminación**

La iluminación de espectro completo es esencial en estas especies para la síntesis de la vitamina D<sub>3</sub>, sobre todo porque son susceptibles a padecer de enfermedad metabólica de los huesos debido a que frecuentemente la dieta es inadecuada, si se pueden ofrecer baños de sol diario de por lo menos dos horas en un lugar bien ventilado y con opción a sombra será mucho mejor (Coborn, 2004).

### **-Humedad**

Las iguanas requieren condiciones de selva tropical húmeda. Aunque se trate de un terrario tropical con una humedad relativamente alta, es importante evitar la formación de moho y bacterias manteniendo la higiene y ventilación adecuadas. Por lo que el uso del higrómetro es vital para poder ajustar la humedad al valor óptimo. Revisar el apartado de humedad para más información (Coborn, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **-Ventilación**

Hay que asegurar un flujo de aire evitando las corrientes frías, para inhibir el crecimiento de agentes patógenos, si el terrario no es de vidrio podrán taladrarse agujeros en las paredes laterales del terrario; para más información ver el apartado de ventilación (Coborn, 2004).

### **-Agua**

El agua de bebida debe estar disponible permanentemente, en los ambientes secos es importante rociar a las especies tropicales varias veces por semana, hay varios métodos descritos en la sección de humedad para proveer agua de esta manera. El agua debe de mantenerse limpia ya que las iguanas defecan con frecuencia en el recipiente. El recipiente debe ser lo suficientemente grande para que la iguana se pueda bañar en él (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **-Sustrato**

Sustrato debe ser económico, absorbente, de fácil limpieza y digestible, en caso de ingerirse. Existen sustratos comerciales elaborados con hojarasca seca, ideales para especies tropicales (Coborn, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **-Accesorios**

Deben de colocarse algunos objetos para escalar como ramas de árboles de diferentes longitudes y grosores, también pueden usarse tablas y postes de madera forradas con pasto sintético o rocas, que además facilitan el desgaste de las uñas (Coborn, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Los reptiles necesitan tener un espacio para ocultarse, sobre todo si hay varios ejemplares en el mismo encierro, pueden colocarse cajas de triplay, tubos de PVC o macetas vacías. Las plantas proporcionan un ambiente adecuado ya que mantienen la humedad, proporcionan sombra y escondite. Es importante elegir variedades no tóxicas y que no hayan sido tratadas químicamente y recordar que las iguanas al ser especies herbívoras, se pueden comer las plantas (Coborn, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **ÁREA DE NIDACIÓN**

Se debe tomar en cuenta en la construcción de los terrarios un área de nidación adecuada, para que las hembras puedan llevar a cabo la ovoposición una vez alcanzada la madurez sexual, la cual varía dependiendo de la especie (tortugas terrestres  $\pm 5$  años, serpientes de maíz [cincuates] 2 años, boas 3 años, tortugas acuáticas después de los 2 años, iguanas verdes 1 ½ año). Es de importancia ya que aunque el dueño no tenga fines de reproducirlos, hay algunas hembras que producen huevos no fértiles y al no tener un lugar adecuado para la puesta lleva a problemas de retención de huevo (ver sección enfermedades) entre otros; poniendo en riesgo la vida del animal. En general se recomienda un espacio amplio con un sustrato blando y húmedo para que los animales puedan ovopositar; posteriormente los huevos pueden ser retirados y llevados a incubadoras, si es que son fértiles; sin embargo estas áreas de nidación no aplican para las boas ya que estas son ovovivíparas es decir los huevos permanecen dentro del cuerpo de la hembra hasta su eclosión (Drewnowski, 1998; Patterson, 1995; Walls, 1998; Walls, 2000).

En el caso de los quelonios el área de nidación debe ser de por lo menos de 4 a 5 veces el largo del caparazón de la tortuga; el sustrato deberá de tener la profundidad de 2 veces la longitud del caparazón aproximadamente (McArthur et al, 2004).

Una olla con tierra o arena un poco húmeda sirven de sustrato (hay sustratos especiales como la vermiculita [ver Fig.56]) y un bote de plástico a un lado sirve como cámara de nidación; el suelo debe de calentarse apropiadamente (McArthur et al, 2004; Walls, 1998).



Fig.56. La vermiculita es un buen sustrato para la incubación de huevos, en estos tiempos es difícil conseguir vermiculita de altos grados (arriba) por lo que los proveedores solo venden la de menor grado (abajo).

La mayoría de los quelonios ponen sus huevos durante la noche; por lo que se debe de evitar el exceso de luz; se recomienda mantener a los animales en un ambiente relativamente oscuro, tibio y húmedo, la mismas recomendaciones para las iguanas (McArthur et al, 2004).

En el caso de las serpientes de maíz (cincuates) gustan de escondrijos oscuros con un sustrato húmedo como el musgo (Walls, 2000).

Es mejor que el cuidador ofrezca un área de nidación apropiada antes de que el animal quede grávido (McArthur et al, 2004).

## HIGIENE DEL TERRARIO

En cuanto a las tortugas acuáticas, es fundamental mantener una excelente calidad de agua, lo cual se logra mediante el uso de filtros biológicos y mecánicos (Portillo, 2006).

La limpieza de las excretas y del alimento no consumido debe ser diaria, una pala para limpiar excretas de gatos es de gran utilidad; también es necesario realizar una estricta sesión de limpieza para todos los elementos que conformarán el hábitat. El cambio del sustrato, puede hacerse en partes o en su totalidad al menos una vez por semana. Los platos se deben limpiar a diario. Tanto los ambientes acuáticos como terrestres se desmontan y desinfectan cada mes a 3 meses. No es recomendable utilizar ningún tipo de desinfectante o jabón que pueda dejar residuos tóxicos. Lo más recomendable será siempre el uso de agua muy caliente, la exposición al sol directo o el horneado de ciertos accesorios. Los reptiles son portadores de una gran variedad de bacterias patógenas sobretodo gram negativas; por lo que es recomendable ocupar guantes de hule durante la limpieza del terrario y no llevar a cabo la limpieza de estos en la cocina o el baño (Drewnowski, 1998; Girling y Raiti, 2004; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006;

Manual Merck de Veterinaria, 2007; Schmidt, 1999; <http://www.hasawanetworks.com/prevencion.html>).

Se debe tener la precaución de desconectar todos los aparatos eléctricos durante la limpieza y desinfección para evitar algún accidente (Coborn, 2004).

A continuación se describen algunos métodos de limpieza para el terrario y sus accesorios:

Alojamiento:

- Peceras, cajas transportadoras, tapas y recintos

Método 1: Dependiendo del tipo de material y el tamaño del objeto, se pueden hornear en microondas durante 2 a 3 minutos.

Método 2: En caso de recipientes que superan la capacidad de los hornos, se utilizará agua muy caliente, cuidando siempre que la temperatura de las peceras no sea demasiado baja ya que al contacto con el agua caliente podría estrellarse. Para evitarlo, se aumenta la temperatura gradualmente. Si se utilizan desinfectantes se deberá enjuagar varias veces.

Método 3: además del enjuague con agua caliente se puede proceder a exponer el recinto al sol, siempre y cuando el clima lo permita, durante 2 a 3 días.

Accesorios:

- Grava, arena, ladrillos, conchas y piedras

Método 1: se enjuagan de tres a cuatro veces con agua caliente y posteriormente se colocan en una charola para horno convencional y se hornear durante 20 a 30 min. a 200° C. Cuando hayan enfriado se pueden colocar en el hábitat.

Método 2: se enjuagan de la misma forma que en el método 2 para alojamientos y se ponen a hervir en agua durante unos 5 a 10 minutos. Al enfriar se pueden colocar en el hábitat.

Método 3: se enjuagan de la misma forma que en el método 2 de alojamiento y si el clima lo permite, se asolean por al menos 5 horas. El calor y la luz del sol deberán ser elevadas, por lo tanto este método sólo se utiliza en las épocas de calor más intenso.

Método rápido para pequeñas cantidades: se enjuagan con agua caliente y se colocan en un recipiente para horno microondas. El tiempo de horneado dependerá de la potencia del horno y de la cantidad de grava, pero por lo general se les dan de 40 segundos a 1 minuto de horneado en la potencia más alta.

- Plantas de plástico: Por lo general se utilizan los métodos 2 o 3, pero puede usarse el método rápido en casos en que el material sea resistente al uso del horno de microondas.
- Bebederos y comederos: Se utilizarán de preferencia los Métodos 2 o 3.
- Troncos naturales: Se utilizarán los métodos 2 y 3 en combinación y en las épocas nubladas, se pueden utilizar los métodos 1 y 2 para alojamiento, reduciendo la temperatura del horno a 120°C y el tiempo de permanencia a 10 min.
- Plantas naturales: El procedimiento para desinfección de las plantas será un enjuague de 5 a 8 minutos en una solución de 1 litro de agua por media cucharadita o diez gotas de yodo (solución de yodo bucofaríngeo), ya que esta solución es desinfectante pero no dañina para los reptiles.
- Sustrato natural de “peat moss”, hojarasca, ciprés y coco: No es necesario ningún proceso de desinfección siempre y cuando el sustrato sea nuevo, pero nunca está de más realizar un horneado rápido en microondas para eliminar cualquier organismo vivo que pudiera dañar a nuestras mascotas. No se recomienda el reciclaje del sustrato.
- Sustrato preparado y empacado especialmente como arena de calcio, vermiculita, etc.: No es necesaria la desinfección siempre que se trate de sustrato nuevo. Como en el caso anterior, no se recomienda el reciclaje.

(IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; <http://www.hasawanetworks.com/prevencion.html>).

En el caso de de los ambientes acuáticos el cambio de agua debe hacerse regularmente, cambiando al menos un 30% cada 2 semanas, y el agua se mantendrá en un mejor estado con el uso de filtros como se menciona en el tema de instalaciones (Girling y Raiti, 2004).

Los desinfectantes usados para la inactivación de agentes infecciosos son tóxicos; por lo que deben usarse con cuidado para evitar la exposición del personal y los animales a los residuos y vapores de estos (ver Tabla 16), los terrarios se enjuagan perfectamente para evitar que los restos de desinfectantes entren en contacto con la piel de los reptiles; será necesario lavar por lo menos de tres a cuatro veces extra con agua caliente; además de utilizar soluciones en concentración mucho más baja que la utilizada para desinfección común de suelos y objetos. Antes de llevar a cabo la desinfección, todo el material orgánico se debe haber retirado, ya que inactiva y evita el contacto de los desinfectantes con los organismos patógenos (Girling y Raiti, 2004; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; <http://www.hasawanetworks.com/prevencion.html>).

**TABLA 16**  
**Tipos de Desinfectantes**

Tipo de Desinfectante	Clasificación	Características
Iodóforos	Seguros	Amplio espectro antibacteriano y antifúngicos, pobre o nulo contra micobacterias. Color café adecuado para ejercer efecto
Hipoclorito	Seguro	Puede ocasionar irritación de la piel del reptil
Cuaternarios de Amonio	Seguros	Pocos efectivos contra hongos, esporas y virus, se inactivan con el material orgánico y jabones.
Clorhexidina	Seguro	Amplio espectro aun con materia orgánica presente y otros antisépticos. Inactivada por el jabón
Formaldehido	Tóxico	
Fenoles y Cresoles	Tóxicos	

(Girling y Raiti, 2004; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007).

### **CAPÍTULO 3**

#### **ENFERMEDADES DE LOS REPTILES**

El cautiverio tiene efectos sobre el sistema inmune de los reptiles, esto se evidencia en la aparición de enfermedades infecciosas y su elevada mortalidad en condiciones de alojamiento no adecuadas, de las que destacan temperatura y humedad. Lo anterior es debido en buena parte a que los reptiles al ser poiquiloterms carecen de la habilidad de mantener una producción constante de calor metabólico y por lo tanto de temperatura; así que su temperatura cambia con la del medio ambiente; consecuentemente la actividad y estructura del sistema inmune está ampliamente modulado por el medio ambiente. El aumento en la producción de anticuerpos es directamente proporcional al aumento de la temperatura, alcanzando su máximo en la temperatura óptima de acuerdo a cada especie (Alderton, 2002; Muñoz, 2001; Wissman M. A., 2003; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otra causa típica generadora de enfermedades en estas especies tiene que ver con una dieta poco apropiada, generando algún tipo de deficiencia o desnutrición; así como también la falta de atenciones sanitarias e higiénicas. Todo lo anterior es debido a una falla en las técnicas de manejo por parte del hombre debido al desconocimiento hacia la especie y sus requerimientos. Por lo que antes de adquirir un reptil, la persona debe de saber o aprender sobre las características ambientales del lugar donde es originario el reptil, para poder proporcionarle las condiciones adecuadas de temperatura, humedad y dieta, semejantes al de su hábitat natural. También se pueden dar traumatismos debido a una manipulación inexperta de los ejemplares, por ejemplo la autotomía de la cola en algunos lacértidos al tomarlos por la cola. Por lo que se recomienda ver el video de manejo en anexos del CD (Beynon y Cooper, 1999; Manual Merck de Veterinaria, 2007; Wissman M. A., 2003).

## ENFERMEDADES INFECCIOSAS

### ENFERMEDADES BACTERIANAS

#### 1.- *Pseudomonas*

##### Generalidades

La *Pseudomona fluorescens* o *loquefaciensse* así como *P. aeruginosa* han sido descritas como agentes causales de la estomatitis ulcerativa; también conocida como “Boca Podrida”, “complejo estomatitis/rinitis/conjuntivitis” o “Mouth Rot” en ingles; en serpientes (principalmente boas y pitones), saurios y quelonios, en orden de importancia; *P. aeruginosa* es causante de la enteritis necrotizante en ofidios, *P. reptilovirus* es considerada patógeno para el lagarto cornudo (*Phrynosoma solare*), monstruo de gila (*Heloderma suspectum*) e iguana de cola espinosa (*Sauromalus obesus*). Además provocan la dermatopatía vesicular o “blíster disease” en ingles en squamatas (lagartos y serpientes) pudiendo morir hasta un 50% de los infectados (Ackerman, 1997; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com); Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; Siria C. G., 2001).

*Pseudomona spp.* ha sido aislada de la cavidad oral y tracto gastrointestinal de squamatas clínicamente sanos, por lo que puede considerarse parte de la flora normal. Se menciona que la flora oral de las serpientes sanas es principalmente gram positiva, mientras que en serpientes enfermas predominan los gram negativos (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las *Pseudomonas* también pueden provocar enfermedad respiratoria y enfermedad septicémica; *P. aeruginosa* participa en la dermatitis necrotizante junto con *Corynebacterium xerosis*, *Staphilococcus spp.*, *Streptococcus spp.* y *Citrobacter freundii*. Se ha aislado *P. jaegeri*, *P. smaragdina*, *P. viscosa* y *P. puris* de serpientes que sufren de

una condición parecida a la tifoidea (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

Las *Pseudomonas* son bacterias oportunistas gram (-) en forma de bastón, las cuales miden de 0.5- 1.0  $\mu\text{m}$  de diámetro y de 1-5  $\mu\text{m}$  de largo, son aerobias obligadas no formadoras de esporas. La mayoría son oxidasa y catalasa (+), presentan motilidad, por medio de 1 o más flagelos polares. Algunas cadenas producen pigmentos gracias a las piocianinas (azul-verdoso), pioverdinas (verde-amarillento), piorrubinas (rojo) y piomelaninas (marrón negruzco). Estos pigmentos se ven potenciados en medios sin colorantes (agar nutritivo) (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

### **Transmisión**

*Pseudomona* es un microorganismo ubicuo; por lo que se espera que los reptiles cautivos, sean retados constantemente; especialmente en exhibidores naturales, donde la bacteria tiende a acumularse en el sustrato (Hoff et al., 1984).

El traumatismo de las membranas de la mucosa oral como piezas dentarias rotas, impactaciones de materiales extraños, abrasiones orales y en piel, por intento de escape del confinamiento (ver Fig.1.), virus, un estado nutricional pobre y deshidratación, así como condiciones poco sanitarias (agua sucia) son excelentes candidatos para una estomatitis bacteriana y una subsecuente enfermedad sistémica. También una herida por quemadura es causa de invasión y sepsis (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Fig.57. Lesión rostral por intento de escape del confinamiento en una iguana verde.



## **Patogenia**

La enfermedad resulta de una interacción de factores que incrementa la virulencia de los microorganismos e inmunosuprime al hospedador. Cada especie de reptil tiene un rango óptimo de temperatura que en libertad se mantiene por mecanismos conductuales y fisiológicos; por lo tanto si las condiciones ambientales en cautiverio, están por debajo de la temperatura optima, llevan al reptil a una depresión del sistema inmune, la cual predispone a invasión por patógenos oportunistas; por lo que hay una mayor incidencia de *Pseudomonas* en enfermedad oral y respiratoria de reptiles mantenidos en condiciones subóptimas de temperatura ambiental (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las *Pseudomonas* producen toxinas y enzimas que facilitan la invasión y el daño a los tejidos, se une a las células del hospedador por medio de fimbrias, las cuales presentan afinidad por las glicoproteínas (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

La colonización y replicación se debe a las propiedades antifagocíticas proporcionadas por la exotoxina S, el moco extracelular y la membrana externa de polisacáridos. El daño a los tejidos es debido a la exotoxina A, la fosfolipasa L y las proteasas; también ayuda en la diseminación de la bacteria. La leucocidina daña la membrana plasmática de los neutrófilos. También poseen una exotoxina U citotóxica (mecanismo desconocido) y una exotoxina Y (aumenta la cantidad intracelular del CAMP a niveles dañinos) (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Los squamatas que sufren de estomatitis ulcerativa, muestran gingivitis, aberturas en los márgenes labiales, con secreción amarillenta dentro y alrededor de las mandíbulas, membranas mucosas edematosas con hemorragias petequiales, ulceraciones y/o necrosis y acumulación de material caseoso en las membranas mucosas y ptialismo (ver Fig. 58). Las lesiones tegumentarias consisten en escamas hemorrágicas con edema y necrosis y grandes áreas de piel pueden desprenderse, exponiendo el tejido subcutáneo. La forma crónica es

vista como ulceraciones progresivas con acumulaciones de restos necrótico caseosas (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El reptil afectado exhibe la boca extremadamente abierta con una glotis burbujeante extendida cranealmente; los sonidos ásperos pueden auscultarse y son indicativos de líquido en pulmón. (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La enfermedad sistémica no muestra signos específicos solo anorexia, letargia y pérdida de peso, se puede sospechar de *Pseudomonas* en los casos donde las bacterias imparten una coloración amarillo-verdosa y un olor frutal a los tejidos afectados; la presencia de escamas hemorrágicas con necrosis coagulativa de la dermis y epidermis, indican una intervención sistémica (Hoff et al., 1984).

Es común una neumonía, secuela de la estomatitis ulcerativa, como resultado de la aspiración de restos de material caseoso necrótico de la cavidad oral; de igual modo también se pueden vehicular de forma retrógrada a través del conducto de Harder hacia el espacio virtual que existe entre la córnea y la lente o espéculo, originado una oftalmitis que puede ocasionar la pérdida del globo ocular. Las lesiones pueden extenderse a tejidos más profundos como los huesos de la cabeza y producir una osteomielitis. Si no se instaura un tratamiento la enfermedad progresa a septicemia y posteriormente la muerte (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apretil/serpi.htm>).

En la dermatopatía vesicular se observa la producción de vesículas y ampollas bajo las escamas ventrales, principalmente las más cercanas a la cloaca, que se llenan de líquido, se necrosan y dan lugar a costras negruzcas que van avanzando, además presentan anorexia y flacidez; afecta principalmente a serpientes y lagartos (en especial dragones acuáticos)

(Beynon y Cooper, 1999; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).



Fig.58. Izq. Estomatitis infecciosa por *Pseudomonas* sp., en una pitón; Med. Estomatitis moderada en una pitón. Der. Revisión de la cavidad oral de una pitón con estomatitis

### Lesiones Macroscópicas

A la necropsia, las serpientes afectadas de estomatitis muestran un exudado verde caseoso en la faringe, el cual se extiende dentro de las narinas internas ocluyéndolas totalmente. La migración retrograda de la bacteria sube por el conducto lagrimal, lo que puede resultar en un bloqueo inflamatorio del ducto y acumulación de material caseoso en el espacio espéculo-corneal. Frecuentemente esta respuesta inflamatoria se extiende hacia el esófago y a través del sistema gastrointestinal, y es vista como pequeños y duros nódulos hemorrágicos (Hoff et al., 1984).

Las lesiones internas por infección sistémica de *Pseudomonas* varían, pero los cambios en pulmón están presentes en la mayoría de casos, variando de una congestión leve a una congestión severa con edema y un revestimiento pseudomembranoso de restos necróticos blancos o amarillos (ver Fig.59). Las lesiones en piel frecuentemente exponen la dermis, la cual esta usualmente cubierta por fibrina y restos celulares. Frecuentemente se observa una vasculitis asociada con estas lesiones en piel (Hoff et al., 1984).



Fig. 59. Neumonía purulenta por *Pseudomonas* sp. en la pitón de la figura 58.

## **Lesiones Microscópicas**

Se puede observar una necrosis coagulativa en casi cualquier órgano y están frecuentemente rodeados por una respuesta inflamatoria mixta (heterófilos, linfocitos, fagocitos y linfocitos) (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

Se basa en el aislamiento bacteriano. Una muestra de sangre puede ser tomada de la vena caudal y ser enviada para cultivo y biometría hemática. Las lesiones vesiculares deben aspirarse y cultivarse. Las lesiones de la boca deben ser limpiadas con solución salina fisiológica estéril, exponiendo el tejido más profundo para cultivo (Hoff et al., 1984).

Se deben de practicar lavados transtraqueales y aspirados para cultivar la bacteria en las serpientes que presentan un proceso neumónico (Hoff et al., 1984).

Para los especímenes postmortem, las bacterias aisladas de las lesiones, deben coincidir con las lesiones histopatológicas, ya que las *Pseudomonas* son comúnmente aisladas de la cavidad oral y sistema gastrointestinal de Squamatas sanos; por lo que su aislamiento deberá considerarse siempre con otros hallazgos para llegar a un diagnóstico preciso (Hoff et al., 1984).

Estas bacterias crecen muy bien en agar sangre y Mac Conkey en anaerobiosis a 37°C durante 24-48 hrs; tienen un olor afrutado similar al de las uvas o un olor a tortillas de maíz; si se siembran en el medio TSI (tres azúcares-hierro) no producen cambios (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

El examen hematológico muestra un aumento de las células blancas mayor a 20,000/mm<sup>3</sup> con aumento en el número de heterófilos y linfocitos (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico diferencial**

Se debe de hacer diagnóstico diferencial con *Aeromonas*; ya que ambas provocan estomatitis ulcerativa y dermatopatía vesicular (Hoff et al., 1984).

## **Tratamiento**

Frecuentemente el problema no es solo tratar la infección como tal; sino también las causas subyacentes que pueden predisponer a la infección (estrés, medioambiente, alimentación), por lo que su control lleva al control de la infección. La parte nutricional es la tarea más difícil; ya que frecuentemente el animal se encuentra desnutrido y bajo la invasión de patógenos, principalmente oportunistas. Incluso cuando están bajo un ambiente ideal, los reptiles pueden continuar rehusando el alimento y bajar constantemente de peso por lo que se afecta su condición corporal; sobre todo si son animales capturados de vida libre pues no están acostumbrados al cautiverio (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El tratamiento se basa en alimentación forzada, junto con la administración subcutánea o intraperitoneal de fluidos y los antibióticos. Las lesiones orales con restos necróticos se limpian diariamente y las membranas mucosas se irrigan con clorhexidina al 5%, ácido acético diluido o peróxido de hidrogeno al 10% y antibióticos tópicos (pomadas de sulfadiazina de plata) (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Para lesiones subcutáneas especialmente por quemaduras infectadas con *Pseudomona*; así como por dermatopatía vesicular, el reptil debe recibir baños en una solución de 16cc. de clorhexidina al 2% en 4 litros de agua 2 veces al día hasta que la enfermedad haya sido controlada; el agua debe estar tibia, limpia y libre de cloro, ya que llega a ocasionar lesiones cutáneas en estas especies. El acetato de mafenide (Sulfamylon crema, Bertek) es un ungüento tópico ideal para pacientes con quemaduras. Además del uso de antibióticos sistémicos y vitamina A y C 150-200 mg/kg vía IM (Beynon y Cooper, 1999; Centro

Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com); Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La habilidad del microorganismo de mutar rápidamente, complica el tratamiento y por lo tanto el control. En muchos casos las *Pseudomonas spp* aisladas de reptiles son sensibles a la kanamicina, gentamicina, carbencilina, amikacina, tobramicina, cloranfenicol, ciprofloxacina, ceftazidima y ticarcilina (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Frecuentemente la gentamicina se vuelve la droga de elección, pero en un animal deshidratado se debe de considerar su nefrotoxicidad como secuela al tratamiento, la dosis a usar es de 2-4mg/kg IM de sulfato de gentamicina cada 72 horas por 3 a 5 tratamientos. La administración de fluidos está en un rango de 15-20 ml/kg de peso vivo de agua ya sea oral o parenteral mediante sueros isotónicos como el NaCl al 0.9% (serpientes requieren del 1-2% de su peso corporal total) para mantener una adecuada filtración glomerular; tomando en cuenta el grado de deshidratación y el tiempo en que se aplica este suero (Frye, 1994; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).

La terapia combinada de sulfato de gentamicina (4mg/kg)/carbencilina (200-400mg/kg) también es otra opción. (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Para neumonías sospechosas de *Pseudomonas spp* se hacen nebulizaciones al animal enfermo 2 veces al día, durante una semana o más dependiendo de la respuesta del paciente, con 2 mg de gentamicina/10cc de solución salina (Hoff et al., 1984).

La respuesta a la terapia es lenta y usualmente toma un mínimo de 3-4 semanas para ver una mejoría clínica. Hay casos en que animales con infecciones en piel exitosamente

controladas y sanadas pueden morir meses después por una neumonía causada por el mismo agente que produjo lesiones cutáneas (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Dentro de la literatura consultada se ha citado el uso de bacterinas; sin que se haya visto un resultado del todo satisfactorio; sin embargo se han utilizado autobacterinas ( $6 \times 10^6$  *Pseudomonas*/ml en formol salinizado al 0.3%) para controlar infecciones crónicas en la boca con bastante éxito (Hoff et al., 1984).

El material de la jaula y los trastes de agua deben ser perfectamente lavados diariamente y la jaula deberá ser limpiada rutinariamente con una solución de hipoclorito de sodio. El acidificar el agua ayuda al control de esta bacteria (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984).

## **2.- *Aeromonas***

### **Generalidades**

Las *Aeromonas* han sido asociadas con la estomatitis ulcerativa y la dermatopatía vesicular, afectando a squamatas y quelonios, es considerada un patógeno clásico oportunista estableciéndose comúnmente en hospedadores estresados los cuales generalmente están inmunosuprimidos; también se asocia con neumonía, lesiones cutáneas y septicemia. Están presentes de manera normal en la cavidad oral y piel de los reptiles y en aguas dulces (Ackerman, 1997; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com); Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; Quinn et al., 2005; Siria C. G., 2001).

Los factores comunes incluyen agua con un alto contenido orgánico, mal manejo, estrés térmico y/o debilidad por infección bacteriana o infestación parasitaria. Las infecciones por *Aeromonas* se han visto implicadas en un 36.3% de casos en tortugas, 20.2% en lagartos y 32.4% en serpientes (Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

## **Etiología**

Las *Aeromonas* son bacilos gram (-) en forma de bastón de tamaño medio, anaerobios facultativos, catalasa y oxidasa (+), la mayoría son móviles por flagelos polares (Quinn et al., 2005).

## **Transmisión**

Se sabe poco de la forma de diseminación de la enfermedad en poblaciones de serpientes; sin embargo, el ácaro de la serpiente (*Ophionyssus natricus*) está involucrado en esta condición (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Patogenia**

Los mecanismos de patogenicidad implicados en el desarrollo de la enfermedad son poco conocidos. *Aeromona hydrophila* produce adhesinas y una exotoxina (Quinn et al., 2005).

La interacción de factores que lleva a la enfermedad son los mismos que se describen para *Pseudomona* (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El traumatismo de las membranas de la mucosa oral también predispone a una infección. Los reptiles que sufren de una combinación de abrasiones orales y de piel, por intento de escape del confinamiento, un estado nutricional pobre y deshidratación son excelentes candidatos para una estomatitis bacteriana y una subsecuente enfermedad sistémica. Las heridas por quemaduras son causa de invasión y sepsis (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

Las enfermedades atribuibles a *A. hydrophila* pueden variar en signos de una septicemia aguda fulminante a una infección latente más benigna. Los signos clínicos asociados con

estos organismos pueden incluir equimosis de las membranas mucosas, ulceraciones en piel, anemia y ascitis; además de los signos mencionados para *Pseudomona* (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El reptil afectado por neumonía exhibe la boca abierta; presenta sonidos respiratorios ásperos y respiración laboriosa (ver Fig.60) (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los signos clínicos de la dermatopatía vesicular y estomatitis ulcerativa son los mismos descritos para *Pseudomonas* (ver Fig.58) (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com); Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).



Fig.60. *Trachemys scripta* con neumonía, se observa la dificultad para respirar (izq.) y la inestabilidad para flotar a la hora de estar en el agua (der.)

Las *Aeromonas spp.*, pueden causar mortalidad en tortugas, pues se presenta frecuentemente como septicemia, acompañada por un edema notable y exudado gelatinoso sanguinolento subcutáneo (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

Características particulares a la necropsia son hemorragias en la mucosa oral y en las superficies serosas del tracto digestivo; usualmente el hígado esta moteado y de color parduzco con focos necróticos de varios tamaños desde 0.5 mm a 2 mm de diámetro. Los pulmones están rojos y llenos de sangre (congestión) (Hoff et al., 1984).

## **Lesiones Microscópicas**

El histopatológico revela áreas multifocales a difusas de necrosis con infiltrados de células inflamatorias mixtas (neutrófilos, macrófagos y linfocitos); en casos más crónicos hay un componente inflamatorio granulomatoso (células epiteloides, macrófagos, linfocitos y algunas veces células gigantes) (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico se hace mediante aislamiento e identificación del patógeno a partir de las lesiones; el cual es fácil, pues crece en casi todos los medios ordinarios; pero debido a la amplia distribución de las *Aeromonas* en el ambiente los resultados de laboratorio deben de interpretarse con cautela (Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

## **Diagnóstico diferencial**

Las *Aeromonas spp.*, pueden ser fácilmente confundidas con bacterias entéricas por ser fermentativa y oxidasa (+), pero se tiene que recordar que también son catalasa (+) y por la signología que ocasiona debe de diferenciarse con *Pseudomona* (Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

## **Tratamiento**

El tratamiento es el mismo que se describe para *Pseudomonas* (Ackerman, 1997; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com); Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Quinn et al., 2005; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Una apropiada desinfección y calidad ambiental ayudan al control. Se debe tener cuidado, con el uso profiláctico de antibióticos como control; ya esta práctica a lleva al desarrollo de resistencia a los antibióticos (Hoff et al., 1984).

Además de las dos bacterias anteriormente mencionadas otros agentes que también pueden provocar una estomatitis se encuentran *Providencia*, *Proteus*, *Klebsiella*, *Morganella*, *Salmonella*, *Arizona*, *Escherichia coli* y gram (+) como *Staphylococcus sp.* y *Streptococcus sp.*, virus, parásitos y hongos (*Candida sp.*); así como deficiencias nutricionales y neoplasias (IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Siria C. G., 2001).

### **3.- *Serratia***

#### **Generalidades**

Las bacterias del género *Serratia* son las principales responsables en la formación de abscesos caseosos en reptiles; su distribución es cosmopolitan (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Generalmente se considera no patógena, y se ha asociado con enfermedad clínica en insectos y vertebrados. La relación de *Serratia* con insectos, puede ser una importante fuente de infección para reptiles (Hoff et al., 1984).

*Serratia* se ha aislado de varios reptiles entre ellos iguana verde (*Iguana iguana*), tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*), tortuga pintada (*Chrysemys picta picta*), entre una gran variedad de quelonios. Todos los informes de aislamiento de *Serratia* de reptiles se refieren a *S. marcescens*. Generalmente las abrasiones por roces constantes al tratar de escapar del encierro o por objetos filosos rompen la barrera de la piel permitiendo el

ingreso de la bacteria (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

La bacteria *Serratia marcescens* es una bacteria anaerobia facultativa gram (-), móvil con flagelos peritricos, en forma de bastón. Tiene como característica el crear un pigmento rosa, rojo o magenta no difuso en el agar; sin embargo es una característica variable y es influenciada por las condiciones de cultivo; puede sobrevivir y multiplicarse en soluciones de compuestos de cuaternarios de amonio (Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

### **Transmisión**

Dada la distribución ecológica de la bacteria, los reptiles muy probablemente adquieran la infección a través de la ingestión de la bacteria o por traumatismos con la subsecuente contaminación del integumento. Al ser un patógeno oportunista se deben de considerar factores endógenos y exógenos causantes de inmunosupresión (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

### **Patogenia**

La temperatura ambiental ha demostrado tener influencia en la manifestación de la infección. Bajo una temperatura ambiente de entre 18°C-24°C, la enfermedad es generalmente crónica y bien localizada. Puede ocurrir una bacteremia prolongada, sin embargo los abscesos raramente se desarrollan en otras partes del cuerpo; sin embargo cuando los animales son infectados y mantenidos a 37°C u originalmente sometidos a bajas temperaturas y después la temperatura es elevada, la bacteremia se vuelve septicemia e invariablemente la muerte ocurre dentro de pocos días o varias semanas (Hoff et al., 1984).

Se ha sugerido una relación sinergista entre *Serratia* y *Citrobacter*. La acción lipolítica y proteolítica de *Serratia* en la superficie de la piel expuesta facilita la entrada al cuerpo de *Citrobacter*, organismo capaz de esparcirse y provocar un daño sistémico cuando ocurre en

el exterior del lumen del intestino (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Cultivos mixtos de *Citrobacter-Serratia* fueron recuperados de tortugas muertas y *Citrobacter* es una de las bacterias entéricas más comunes de tortugas (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

La enfermedad se manifiesta como abscesos subcutáneos que generalmente resuelven en varios meses. Los animales infectados se vuelven letárgicos, disminuyen o cesan su consumo de comida y algunos individuos mueren (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

Los abscesos subcutáneos granulomatosos están vagamente sujetos a los tejidos circundantes, los cuales pueden estar algo hemorrágicos. Los nódulos varían de tamaño de 2x2mm a 10x25mm y son de forma ovoide. Los nódulos están llenos en su parte central con pus caseoso, el cual es de color amarillo con restos necróticos (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Microscópicas**

La cápsula fibrosa se encuentra infiltrada por células mononucleares (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico depende del aislamiento bacteriano e identificación. Las muestras que pueden ser enviadas para cultivo son fluidos estériles, fluidos no estériles y tejidos (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## Diagnóstico Diferencial

El diagnóstico diferencial debe de hacerse con *Escherichia coli*, *Enterobacter spp.*, y *Aeromonas* (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## Tratamiento

La mayoría de las infecciones son autolimitantes resolviéndose dentro de pocos meses. Sin embargo ocasionalmente la mortalidad ocurre; pero si la muerte es resultado de *Serratia* o de otro patógeno oportunista no ha sido determinado (Hoff et al., 1984).

Se ha observado una dramática mejora en el comportamiento de los reptiles, cuando se hace la escisión quirúrgica de los abscesos; incluyendo la cápsula fibrosa (ver Fig. 61); ya que la típica pus reptiliana en respuesta a cualquier organismo normalmente piógeno es caseosa; como resultado el absceso no drena espontáneamente (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/saur.htm>).

Fig.61. Muestra de un absceso encapsulado típico en reptiles



La cavidad del absceso deberá ser lavada con peróxido de hidrogeno al 3% y povidona iodada 0.5-1%. La cavidad debe ser drenada y llenada con antisépticos, los espacios muertos son reducidos con suturas y se dejan zonas sin sutura en las porciones más bajas de la herida para que drene el exudado que se llegue a acumular. La anestesia puede o no ser requerida. El uso de antibióticos para el tratamiento puede ser de forma individual o en el agua para las especies acuáticas; se debe de tener cuidado en su empleo pues el uso indiscriminado del antibiótico puede inducir la resistencia de *Serratia*. Frecuentemente el cloranfenicol (10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), gentamicina (10 mg/kg IM o SC cada 48 hrs) y amikacina (2.5 mg/kg IM cada 72 hrs) son las drogas de elección (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Se ha visto que varias horas de radiación UV cada día y la adición de 250 mg de cloranfenicol/20 galones de agua de 2-3 veces por semana, previo a la comida parece tener en control la enfermedad entre tortugas, disminuyendo la tasa de mortalidad (Hoff et al., 1984).

## **4.- *Citrobacter***

### **Generalidades**

La mayoría de los informes en reptiles por *Citrobacter*, han sido en quelonios. Produce la llamada enfermedad septicémica ulcerativa cutánea, SCUD (septicemia cutaneous ulcerative disease) por sus siglas en inglés, en una gran variedad de tortugas acuáticas, incluyendo los géneros *Trachemys*, *Chrysemys* y *Emys*; provocando lesiones en la piel y el caparazón, debido a acuarios sucios con temperatura y lugares de asoleo inadecuados y comúnmente fatal a pesar del tratamiento (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

Las bacterias del género *Citrobacter* son bacilos entéricos, móviles, aerobios, gram (-), no encapsulados (Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

Los factores para que se presente esta enfermedad incluyen una pobre nutrición, el mantener a los animales en estanques con agua sucia, aunado a abrasiones en piel (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Patogenia**

*Serratia* se ha incriminado con la patogenia del SCUD por su acción lipolítica y proteolítica en los tejidos; permitiendo la invasión por *Citrobacter* (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993.).

## **Signos Clínicos**

Las tortugas se vuelven letárgicas, presentan anorexia, tienen reducido el tono muscular, presentan parálisis en miembros y necrosis de los dígitos con hemorragias y úlceras cutáneas, hay lesiones necróticas en el caparazón y plastrón (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

Puede haber septicemia con focos necróticos o abscesos en hígado, corazón, riñón y bazo (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico depende del aislamiento bacteriano e identificación. Las muestras que se envían para cultivo son las recolectadas a partir de las lesiones (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993.).

## **Diagnóstico Diferencial**

Eventos tromboembólicos relacionados con bacterias entéricas gram negativas pueden causar lesiones y patogenia similares; por ejemplo *Salmonella*; caracterizándose *Citrobacter* por no descarboxilar la lisina. Los anaerobios gram negativos también provocan lesiones necrotizantes en tortugas de caparazón blando (Ackerman, 1997).

## **Tratamiento**

Se debe de mejorar la higiene, proveer lugares adecuados de asoleo y dar una terapia de fluidos y antibióticos contra gram negativos vía parenteral (el cloranfenicol se considera el antibiótico de elección, 10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), junto con la limpieza de las heridas y baños diarios (agua tibia con clorhexidina al 0.5-1% o soluciones de yodo al 0.5-1%) (Ackerman, 1997; Frye, 1994; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Mantener a las tortugas acuáticas en acuarios limpios con temperatura y lugares de asoleo adecuados; de ser posible evitar alimentarlas en el tanque principal (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **5.- *Dermatophilus***

### **Generalidades**

Aunque mundialmente se dan infecciones cutáneas por *Dermatophilus congolensis*, la dermatofitosis es más prevalente en regiones tropicales y subtropicales, produciendo una dermatitis exudativa (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

Este microorganismo persiste en focos de la piel de animales clínicamente sanos, especialmente en áreas endémicas. Las zoosporas aletargadas pueden reactivarse cuando la humedad y temperatura micro ambientales son favorables. Afecta principalmente a los lacértidos (Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

*Dermatophilus congolensis* es un actinomiceto gram (+), filamentoso, ramificado; en estos filamentos se forman segmentos por divisiones transversales y longitudinales los cuales se convierten en zoosporas cocáceas móviles de unos 1.5-2  $\mu\text{m}$  de diámetro; las zoosporas maduras producen los filamentos. La supervivencia de las zoosporas en el medio ambiente es normalmente limitada; pero puede alcanzar hasta 3 años en las costras secas en piel (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

Los traumatismos y la humedad persistente predisponen a la invasión cutánea. Las condiciones micro ambientales que interfieren con los mecanismos protectores normales de superficie también conducen a la activación de las zoosporas aletargadas (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; <http://www.fcv.unlp.edu.ar/centros-lab-inst/cedive/temas/dermatopilosis.php>).

Las zoosporas se transmiten sobre todo por contacto con animales infectados. Varios insectos hematófagos pueden ser también importantes en la transmisión de la enfermedad en los trópicos (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; <http://www.fcv.unlp.edu.ar/centros-lab-inst/cedive/temas/dermatopilosis.php>).

## **Patogenia**

Cuando las zoosporas se activan producen tubos germinales y estos desarrollan filamentos que invaden la epidermis. La capacidad de las cepas para invadir la epidermis está relacionada con la virulencia, tienen actividad queratinolítica (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

La invasión conduce a una respuesta inflamatoria aguda caracterizada por un gran número de neutrófilos que finalmente forman microabscesos en la epidermis, la epidermis afectada se queratiniza (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

Un proceso cíclico de invasión del patógeno de las células epiteliales en regeneración, junto con exudados serosos y formación de microabscesos provoca el desarrollo de costras sobresalientes que contienen numerosos filamentos ramificados (Quinn et al., 2005 <http://www.fcv.unlp.edu.ar/centros-lab-inst/cedive/temas/dermatopilosis.php>).

Los factores que deprimen las respuestas inmunológicas, como enfermedades intercurrentes, nutrición, manejo, factores ambientales, incrementan la susceptibilidad del huésped a la dermatofitosis (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

Las lesiones iniciales pueden aparecer como nódulos cutáneos y pápulas las cuales a menudo solo se detectan por palpación. Las infecciones localizadas generalmente son de poca importancia. Las lesiones pueden resolverse espontáneamente en pocas semanas, especialmente en condiciones secas. En infecciones severas las lesiones pueden ser extensas y ocasionar bajas. Las lesiones orales raramente provocan depresión, dificultad al comer y/o pérdida de peso (Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Lesiones Macroscópicas**

Se observan nódulos cutáneos e intrabdominales; los cuales contienen las estructuras filamentosas consistentes con *Dermatophilus congolensis*, también se llegan a observar pápulas en piel (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Microscópicas**

Al microscopio las epidermales muestran una respuesta inflamatoria aguda caracterizada por un gran número de neutrófilos (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Diagnóstico**

Se basa en el cuadro clínico, aislamiento e identificación, las muestras apropiadas incluyen costras y muestras de piel fijadas en formol al 10%, se puede obtener un frotis de la cara inferior de las costras o de las costras blandas, las cuales se tiñen por el método de Giemsa revelando filamentos ramificados, la tinción con gram también es de utilidad, si el microorganismo no se puede demostrar por frotis, se pueden emplear técnicas histopatológicas y de inmunofluorescencia (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

El examen histopatológico de los nódulos muestra estructuras filamentosas consistentes con *Dermatophilus congolensis* (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El material de las costras ablandado con agua se cultiva en agar sangre a 35- 37°C en una atmosfera con 2.5-10% de CO<sub>2</sub> hasta 5 días (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

Las zoosporas pueden recuperarse de muestras muy contaminadas al poner el material costroso en agua destilada a temperatura ambiente durante 3.5 hrs, seguido de una exposición a una atmósfera de CO<sub>2</sub> durante 15 min, el agua contiene las zoosporas móviles las cuales pueden cultivarse (Quinn et al., 2005).

No crece en agar Sabouraud dextrosa (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Tratamiento**

La oxitetraciclina de larga duración por vía parenteral (IV o IM 6-10mg/kg una vez al día), normalmente es eficaz. También se pueden usar combinaciones a dosis altas de penicilina

(10,000 UI/kg)-estreptomicina (10 mg/kg) IM 2 veces al día por 3 días seguidos. Se requiere una concentración epidérmica satisfactoria para que el tratamiento sea efectivo; otros antibióticos de utilidad son la tetraciclina (10 mg/kg PO cada 24 h durante 10-14 días), cloranfenicol (10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), y espiramicina. Aunque dicen que los tratamientos tópicos son ineficaces, se recomienda la aplicación tópica de algún ungüento iodado junto con debridación de los abscesos (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Control**

Mantener un control en el microambiente en lo que respecta a humedad y temperatura ayuda a que las zoosporas aletargadas no puedan reactivarse (Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **6.- *Mycoplasma***

### **Generalidades**

*Mycoplasma agassizii* junto con el *Herpesvirus* son los principales agentes causales del síndrome respiratorio de las vías respiratorias altas conocido como URTD. *Mycoplasma* es responsable de causar muchos problemas a las tortugas gofer salvajes y a las tortugas desérticas y ahora ha sido diagnosticado en tortugas terrestres cautivas. También ha habido reportes de neumonía por *Mycoplasma* en serpientes y de que puede producir poliartrosis (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003)

### **Etiología**

Son microorganismos pleomórficos, su morfología varía de esférica a filamentosa (0.3-0.9 µm de diámetro y hasta 1.0 µm de longitud), carece de paredes celulares rígidas pero su

membrana externa es flexible; son anaerobios facultativos y crecen en una atmosfera con 5-10% de CO<sub>2</sub>. Son especie específicos (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

Se tiñen pobremente con gram por lo que se prefieren las tinciones con Giemsa, Castañeda, Dienes y azul de metileno (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005)

### **Trasmisión**

Es común que la enfermedad se presente después del periodo de hibernación, cuando los animales están inmunocomprometidos o después de que se han introducido animales nuevos en una colonia establecida los cuales son portadores de la enfermedad o un animal de la colonia desata la enfermedad (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

Los micoplasmas se adhieren a las células del hospedador facilitando el daño tóxico (mediante peroxidadas, superoxidadas, ureasas, proteasas, hemolisinas y nucleasas), se adhieren a los neutrófilos y macrófagos alternado las funciones fagocíticas, son mitógenos tanto para los linfocitos B como para los T. La activación de los macrófagos y monocitos libera citoquinas (factor de necrosis tumoral e interleucinas) marcando el inicio de la inflamación; al adherirse al epitelio ciliado respiratorio provocan ciliostasis, pérdida de cilios y cambio citopático. El desarrollo de una respuesta inmune desata una respuesta autoinmune, ya que se produce una reacción cruzada con los antígenos de las células del hospedador por la similitud antigénica con los tejidos del hospedador (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

### **Signos clínicos**

Los signos que se observan son: postura anormal, inactividad, letargia, anorexia, aclaración de los tejidos alrededor de la nariz, sonidos respiratorios anormales, descarga ocular, bucal y nasal (uni o bilateral) esta ultima puede ser serosa, sanguinolenta o purulenta; esto no significa que todos los animales con descarga nasal sufran de enfermedad del tracto

respiratorio superior, ya que la conexión anatómica de la boca y el tracto superior por medio de la cohana hace que cualquier condición que produzca hipersalivación provoque una descarga de saliva por la nariz o puede ser ocasionada por estrés o una enfermedad concurrente. Una descarga crónica irrita la mucosa, quedando esta susceptible a infecciones secundarias (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

### **Lesiones Microscópicas**

El epitelio ciliado respiratorio muestra pérdida de cilios y cambio citopático, neumonía intersticial linfocítica y heterofílica, frecuentemente caracterizada por edema y más tarde por un infiltrado de células inflamatorias, pericarditis y artritis ambas fibrinosas (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; <http://www.bioone.org/perlserv/?request=get-document&issn=1042-7260&volume=031&issue=03&page=0303&ct=1#toclink3>).

### **Diagnóstico**

Las muestras adecuadas para el cultivo de *Mycoplasma* consisten en raspados de la mucosa, exudados, traqueales, aspirado y líquido sinovial. El *Mycoplasma* se incuba en anaerobiosis o con un 10% de CO<sub>2</sub> en una atmósfera húmeda a 37°C durante 14 días, sin embargo son comunes los cultivos falsos negativos a *Mycoplasma* ya que es de difícil crecimiento; por lo que para un resultado más certero se usa la nueva tecnología de DNA PCR (reacción en cadena a polimerasa) permite un diagnóstico más preciso (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005; Wissman M. A., 2003).

Una vez diagnosticado un reptil con *Mycoplasma*, siempre se deberá de considerar infectado, ya que si responden al tratamiento se convierten en portadores (Hirsh et al., 2004; Wissman M. A., 2003).

## **Diagnóstico Diferencial**

Se debe diferenciar de enfermedades respiratorias causadas por virus (herpes virus) u otros agentes bacterianos como *Pasteurella*, aunque se puede encontrar uno con que *Mycoplasma* ya se encuentra complicada con alguno de estos agentes o viceversa (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## **Tratamiento**

Puede tratarse con tetraciclinas, tilosina, eritromicina, lincomicina, enrofloxacin y doxiciclina. Los *Mycoplasmas* presentan cierta resistencia a los macrólidos. Las inyecciones repetidas con enrofloxacin pueden causar severos daños a tejidos, dolor e incluso daño a nervios así que lo mejor es empezar con una inyección (puede ser diluida con solución salina fisiológica) y luego cambiar a tratamiento oral. La literatura recomienda usar la enrofloxacin 5mg/kg cada 48 hrs por 10 tratamientos o 7.5-10mg/kg sid (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Wissman M. A., 2003).

Lavar con chorros los ollares de una tortuga enferma puede ser benéfico ya que debrida el área; algunos recomiendan lavar con antibióticos, pero si no son correctamente diluidos algunos pueden quemar o lesionar tejido interno. Para los lavados con enrofloxacin se recomienda una parte de esta en 10 partes de solución salina diariamente durante 1 mes o hasta la remisión de los signos clínicos, se debe de tener cuidado de que la solución no caiga a los ojos ya que es muy irritante para estos. En algunos casos ayuda el nebulizar a la tortuga ya que el antibiótico al ser inhalado llega a tejidos profundos del tracto respiratorio (Ackerman, 1997; Wissman M. A., 2003).

Durante el tratamiento hay que mantener la temperatura en el punto más alto del rango máximo tolerado por la especie y se debe de sumergir al animal periódicamente en agua tibia adicionada con suero y aminoácidos o bebidas deportivas (Gatorade), tibio, para asegurarse de que beba y se mantenga hidratada (Wissman M. A., 2003).

Las tortugas con micoplasma no pueden ser liberadas por el peligro de mermar las poblaciones salvajes (Ackerman, 1997).

## **Control**

Aplicar la cuarentena a las tortugas de nueva adquisición antes de incluirlas en una colección, así mismo no se deberá mezclar tortugas terrestres y tortugas acuáticas, con esto se evita esparcir la infección, si ha habido tortugas enfermas se debe de desinfectar el terrario con cloro (*mycoplasma* es bastante susceptible a este desinfectante), si hay mas tortugas separar las sanas de las enfermas, las enfermas se pueden mantener en cajas de plástico donde diariamente se realizara la desinfección. Se debe de tomar en cuenta que es una enfermedad intermitente (<http://www.tortoise.org/archives/brown1.html>).

## **7.- Pasteurella**

### **Generalidades**

La pasteurelosis se ha reportado a *Pasteurella testudinis* en reptiles afectando a tortugas de California, tortugas desérticas y de caja, como invasor secundario en el síndrome de las vías respiratorias altas conocido como URTD. También se le ha visto ser causa frecuente de neumonía en serpientes (Hirsh et al., 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Wissman M. A., 2003).

### **Etiología**

Los miembros del género *Pasteurella* son bacilos o cocobacilos gram (-), pequeños (0.2x1-2µm), pleomórficas, inmóviles, anaerobios facultativos con fermentación, catalasa y oxidasa positiva (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

Las pasteurellas no están particularmente adaptadas a sobrevivir al ambiente externo por largos periodos, probablemente no duren más de 3 semanas. El tiempo de supervivencia

puede ser extendido cuando los organismos son mantenidos por excreciones y cadáveres animales (Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

La *Pasteurella* es encontrada principalmente en las membranas mucosas de los bordes craneales del tracto respiratorio y alimentario de sus hospedadores como comensales y al inmunosuprimirse el hospedador se da lugar a la colonización. La transmisión también ocurre por contacto directo o aerosoles, ingestión, mordeduras o heridas; los depósitos de exudados nasales u orales que contienen *P. testudinis* proveen un foco de exposición en el ambiente (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

### **Patogenia**

Entre los factores determinantes del desarrollo de la enfermedad está la adherencia de las pasterelas a las mucosas (las fimbrias favorecen la fijación a las mucosas) y la evasión a la fagocitosis (mediante la cápsula); produce leucotoxinas las cuales forman poros en leucocitos y plaquetas alterando su función cuando aparece en bajas concentraciones y ocasionando citolisis en concentraciones altas; la liberación de las enzimas lisosomales a partir de las células dañadas y los mediadores inflamatorios (como el factor de necrosis tumoral y los eicosanoides) que contribuyen al daño tisular observado. En la pasterelosis septicémica la endotoxemia y la coagulación intravascular diseminada pueden ser mortales (Quinn et al., 2005).

Cuando una tortuga desértica es removida de su hábitat natural y es puesta en cautiverio, está sujeta a una variedad de condiciones detrimentales. Entre estas condiciones están temperatura extrema, humedad incorrecta, inhabilidad para cavar, discrepancias de fotoperiodo y mala nutrición. La mala nutrición es en definitiva un problema en muchas tortugas cautivas y probablemente la mayor causa de estrés extrínseco (Hoff et al., 1984).

El estrés intrínseco está relacionado de forma que se le impide al animal responder al estrés en su comportamiento natural por un extenso período. Un exceso de hormonas esteroidales

adrenales que son secretadas en respuesta al estrés puede tener efectos nocivos. Algunos cambios nocivos resultado del estrés son:

1. Cambio en la cuenta leucocitaria, la cual disminuye la habilidad del hospedador de combatir la infección.
2. Interferencia con la respuesta inmune.
3. Pobre sanación de heridas.
4. Cambios en el comportamiento. Ej.: rechaza la comida, aumenta la agresión y conducta anormal

(Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos de enfermedad respiratoria en reptiles consisten en apatía, anorexia, descarga nasal purulenta y disnea. Los ojos y sus anexos pueden inflamarse. La *Pasteurella* se asocia a neumonía en otros reptiles (Hoff et al., 1984).

*P. haemolytica* y *Pasteurella spp.* Se han reportado en asociación con estomatitis ulcerativa en reptiles. Los signos de estomatitis en reptiles incluyen anorexia, ulceraciones de mucosa oral, edema gingival y mucosa oral nubosa conteniendo terrones de material caseoso (Hoff et al., 1984).

*P. testudinis* se ha aislado de tortugas desérticas demostrando una estomatitis ulcerativa severa con extensas fístulas en la región extendiéndose dentro del paladar duro. *P. haemolitica*, *P. testudinis* y *Pasteurella spp.* se han obtenido de abscesos de una variedad de localizaciones en reptiles, incluyendo la región axilar y oído medio de forma subcutánea (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

La patología macroscópica pulmonar consiste en áreas de color rojo oscuro, irregular, que aparentan zonas neumónicas. En órganos parenquimatosos se observa necrosis focal,

ulceraciones en las membranas mucosas, formación de abscesos y depósitos de fibrina, los cuales varían con la severidad (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

Una severa hepatitis supurativa o piogranulomatosa multifocal se ha observado a veces en tortugas con patología pulmonar, pero ninguna correlación se puede inferir. Ocasionalmente el bazo esta agrandado de 2 a 3 veces su tamaño normal (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Microscópicas**

Histopatológicamente, las secciones del pulmón muestran múltiples lesiones inflamatorias de focales a difusas las cuales contienen leucocitos heterófilos e infiltrados celulares mononucleados mezclados y subyacentes al epitelio respiratorio; usualmente se observa exudado dentro de los espacios aéreos pulmonares. La neumonía observada es caracterizada como piogranulomatosa multifocal de moderada a severa. Histopatológicamente las lesiones en hígado recuerdan a aquellas observadas en pulmón. (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

En tortugas moribundas de aparente estrés relativo a enfermedad respiratoria; se ha cultivado *P. testudinis* de los tejidos pulmonares afectados y tráquea. En casos en que *Pasteurella* está asociada a estomatitis ulcerativa, el microorganismo puede recuperarse de muestras de lesiones inflamatorias; estos agentes crecen mejor en medios enriquecidos con suero o sangre; las muestras también pueden ser obtenidas de aspirados traqueobronquiales e hisopos nasales. En casos de septicemia se utilizan frotis sanguíneos u otros tejidos teñidos con Giemsa, con la cual estos microorganismos presentan tinción polar o Leishman (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

### **Diagnóstico Diferencial**

Se debe de diferenciar de enfermedades respiratorias causadas por virus (herpes virus) u otros agentes bacterianos como *Mycoplasma*, aunque *Pasteurella* es frecuentemente un

invasor secundario y no primario (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

### **Tratamiento**

El tratamiento de la neumonía en tortugas; es eliminar la causa del estrés; la utilización antibióticos sistémicos, vitamina del complejo B, vitamina A y tal vez gentamicina en aerosol o un antibiótico similar. Se debe considerar un potencial de toxicidad renal cuando se ocupan antibióticos aminoglicósidos, los antibióticos de elección son sulfonamidas, penicilina G, ceftiofur, tilmicosina, florfenicol y tetraciclinas aunque se recomienda un antibiograma (ver tabla 17) (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

La remoción y drenado del exudado a través del tracto respiratorio es difícil; ya que el tracto es tortuoso y estrecho, al estar compuesto de una serie de sacos pequeños conectados por estrechas ramas es fácilmente ocluido por restos inflamatorios. La nebulización de antibióticos diluidos en solución salina fisiológica se usa para drenar los detritus respiratorios y agentes infecciosos. Una vez que la vía este despejada, los mecanismos de defensa del animal vuelven a operar (Hoff et al., 1984; Wissman M. A., 2003).

Si el patógeno es eliminado al inicio del curso de la neumonía mientras los signos son leves; el pronóstico es favorable (Hoff et al., 1984)

**TABLA 17****Terapéutica para Tortugas Terrestres Afectadas por *Pasteurella testudinis***

Agente Terapéutico	Dosis y Vía	Duración
Ampicilina	20mg/kg BID intracelómica o 3-6mg/kg 1-2 veces IM, SC, PO	7-9 días
Gentamicina	10mg/ kg cada 48 horas IM  10-20 mg/ 15 cc de solución salina BID nebulizada por 30 minutos.	Hasta 8 días; luego descansar 1 semana antes de continuar, de ser necesario  Persistencia de los signos clínicos
Vitamina A	50, 000 UI cada 2 semanas IM	Persistencia de los signos clínicos
Vitamina D <sub>3</sub>	7, 500 UI cada 2 semanas IM	Persistencia de los signos clínicos
Vitamina B-complejo	Piridoxina 2mg Tiamina 1mg Riboflavina 2mg Pantenol 5mg Nicotinamida 10mg cada 2 semanas IM	Persistencia de los signos clínicos

(Frye, 1994; Hoff et al., 1984).

**Control**

El control de una potencial neumonía relacionada con *P. testudinis* es efectuado cuando se evaden los factores estresantes y se da una aproximación al hábitat y clima de la especie mantenida. La inmunización en contra de *Pasteurella*, todavía no está completa en aves y mamíferos domésticos; por lo cual, mucho menos lo está para reptiles cautivos; esta inmunización sería evaluable en situaciones donde un gran número de tortugas son traídas y confinadas y por lo tanto estresadas; para el propósito de reubicación a otras áreas desérticas o de venta como mascotas, ya que sufren de una versión reptiliana de la fiebre de embarque (Hoff et al., 1984).

## ENFERMEDADES ZONÓTICAS

### 1.- *Salmonella* y *Arizona*

#### Generalidades

Los reptiles han demostrado ser una fuente rica de *Salmonella* y *Arizona*; siendo componentes normales de la flora intestinal de estos; los principales reservorios son las tortugas de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*) recién nacidas; la preocupación de la salud pública deriva de que ambos géneros son patógenos para los humanos y del hecho de que los aislamientos de *Salmonella* a partir de reptiles, resultan ser más virulentos para el hombre que aquellos aislamientos de pájaros y mamíferos (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El papel de *Salmonella arizonae* (*Arizona arizonae*) como agente patógeno en reptiles continúa siendo controvertido. Mientras algunas investigaciones demuestran que aproximadamente el 94% de los reptiles portan *S. arizonae* en su tracto gastrointestinal, sin aparentes efectos nocivos, existen descripciones de lesiones en reptiles asociadas con el aislamiento de *S. arizonae* en hígado, bazo, oviducto y tracto gastrointestinal, particularmente intestino. Para reptiles inmunosuprimidos *S. arizonae* resulta altamente patógeno (Mader, 2006; <http://www.webs.ulpgc.es/apretil/serpi.htm>).

Los aislamientos de salmonella en reptiles indican un amplio rango de hospedadores entre lagartos, serpientes, tortugas acuáticas y tortugas terrestres. *A. hinshawii* parece estar limitada en su rango de hospedadores, la mayoría serpientes. Los lagartos proporcionan un número de *A. hinshawii*, pero el aislamiento en tortugas acuáticas y tortugas terrestres no son comúnmente reportados (Hoff et al., 1984).

Estos dos agentes se han visto disminuidos con la regulación del comercio de mascotas (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Salmonella y Arizona son enterobacterias que comparten las mismas características, son bacilos móviles gram (-), aerobios, no encapsulados, ambos contienen un antígeno somático (O) y un antígeno flagelar (H). Las salmonellas no fermentan la lactosa; este género contiene más de 2,400 serotipos en base al esquema de Kaufmann y White en algunas ocasiones puede detectarse antígenos capsulares (Vi) (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

## **Transmisión**

Como la excreción de estas es principalmente por vía fecal la transmisión es presumiblemente a través de ingestión de sustancias contaminadas con orina o heces fecales. También pueden penetrar la mucosa de vías respiratorias superiores y de la conjuntiva. *Salmonella*, puede penetrar los huevos de las tortugas con el subsecuente nacimiento de crías infectadas; también se ha demostrado en serpientes. Generalmente los reptiles infectados no muestran signos de enfermedad (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Patogenia**

La virulencia de las salmonellas se relaciona con su capacidad de invadir las células hospedadoras, replicarse en su interior y resistir tanto la digestión por fagocitosis como la destrucción por la acción del complemento (Quinn et al., 2005).

Tras su adhesión a la superficie de las células M (blanco principal), de las células de la mucosa intestinal, y linfonodos por medio de las fimbrias, las bacterias producen la ondulación de las membranas celulares; lo cual favorece el ingreso de las bacterias en vesículas formadas por la propia membrana, los microorganismos se multiplican en estas vesículas y son eliminadas de células que solo presentan un daño ligero o transitorio (Quinn et al., 2005).

La resistencia a la digestión por fagocitosis y la acción del complemento facilita la difusión de las salmonellas por el organismo del hospedador. La resistencia a la acción del complemento depende en parte de la longitud de las cadenas lipopolisacáridas del antígeno O (LPS); el cual también es responsable de los efectos endotóxicos de la salmonelosis, contribuyendo a la respuesta inflamatoria local que daña las células del epitelio intestinal y da lugar a la diarrea y también interviene en el shock endotóxico que provoca la salmonelosis septicémica (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

Son patógenos oportunistas; por lo que sus lesiones se han asociado con enfermedades subyacentes como: criptosporidiosis, micobacteriosis, carcinoma hepatocelular, traumas asociados a interacción entre individuos, hipertermia y obstrucción por huevo en oviducto (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Los signos antemortem son variables aunque generalmente no muestran signos clínicos o mueren de forma aguda, se pueden observar: diarrea (es la más común), abscesos subcutáneos e intraorbitales, anorexia, estomatitis necrótica, neumonía y ocasionalmente septicemia y shock. El estrés, puede inducir la excreción de *Salmonella* y *Arizona*, principalmente en tortugas de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*); las cuales previamente no desechaban niveles detectables de las bacterias (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

Las iguanas portadoras de *Salmonella* presentan una variedad de signos clínicos entre los que destacan abscesos en la rama mandibular y abscesos subcutáneos de tipo piogranulomatosos, así como la inflamación de la piel en la zona pericloacal y de la cloaca en sí, la cual puede ascender rápidamente a intestino produciendo enteritis necrótica (Ackerman, 1997; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## Lesiones Macroscópicas

En los exámenes postmortem de serpientes y lagartos de los cuales se han aislado *Salmonella* o *Arizona*, se observa: hepatitis, esplenitis, pancreatitis, nefritis, mesenteritis, neumonitis, enteritis, gastritis, epicarditis y miocarditis; abscesos focales y granulomas son observados en los tejidos extra intestinales y las lesiones observadas no se consideran patognomónicas ni diagnósticas de la infección por estos microorganismos. Lesiones similares en reptiles se han asociado con otras bacterias gram negativas (Hoff et al., 1984).

Las lesiones ocasionadas por *Salmonella* que originan la infección se limitan al tracto intestinal y consisten en una severa gastritis necrótica y/o fibrinonecrótica de carácter multifocal o difuso; así como inflamación hemorrágica de la porción distal del intestino delgado e intestino grueso, estos últimos presentan en la mucosa numerosas lesiones amarillo-necróticas en forma de placas (ver Fig.62). En la forma septicémica de la enfermedad se reportan hemorragias en pericardio, peritoneo y corteza adrenal (Hirsh et al., 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

Fig.62. Gastritis necrótico-difteroide en una boa rosa asociada a infección por *Salmonella arizonae*



## Diagnóstico

Se basa en aislamiento e identificación; si la infección es intestinal se toman muestras fecales frescas y se cultivan en agar MacConke, verde brillante o medio entérico de Hektoen, si se quiere cultivar salmonella a partir de tejidos se utiliza el agar sangre y si la infección es sistémica se toma una muestra de sangre para su cultivo (Hirsh et al., 2004).

Se pueden tomar muestras del agua del terrario en especies acuáticas; el problema al muestrear un medio acuático es que se puede confundir la excreción de *Salmonella* con otros microorganismos. También se ha encontrado *Salmonella* en la cavidad oral de *Thamophis spp.* y en alimentos comerciales para tortuga (Hoff et al., 1984).

La aplicación de técnicas inmunocitoquímicas ha servido recientemente por vez primera para demostrar la asociación de *S. arizonae* y las lesiones gástricas en varias serpientes, mediante el uso de antisuero anti-*Salmonella* polivalente o mediante la inoculación en un medio diferencial y luego ser probado mediante antisuero (ver Fig.63) (Hirsh et al., 2004; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).



Fig. 63. Inmunorreacción positiva en las lesiones gástricas de la serpiente de la figura anterior utilizando un suero anti-*Salmonella arizonae*

*A. hinshawii* se ha recuperado de la cavidad oral de la serpiente ratonera y serpientes de jardín (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico diferencial**

*S. arizonae* debe de tomarse en cuenta para el diagnóstico diferencial de gastritis en serpientes (<http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

### **Tratamiento**

El propietario debe de saber de los riesgos de mantener un animal portador de salmonella; así mismo solo se trataran los animales clínicamente enfermos. Como en cualquier enfermedad infecciosa se requiere la mejora de los parámetros medioambientales, si el animal presenta diarrea se le administrará terapia de fluidos y la vía dependerá de la severidad de la enfermedad y el estado de hidratación; los antibióticos a usarse deben de penetrar las células; por lo cual se prefiere el uso de sulfas-trimetoprim (10-20 mg/kg 1 vez al día IM), ampicilina (3-6 mg/kg 1-2 veces al día IM, SC, PO), cloranfenicol(10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), enrofloxacina, gentamicina y

amikacina; las tres últimas pueden usarse vía oral a dosis de 5mg/kg una vez al día para la salmonelosis entérica, mientras que para la septicémica se utiliza la enrofloxacin o la amikacina a la misma dosis una vez al día vía parenteral, junto con la terapia de fluido para evitar el daño renal (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Se ha utilizado terramicina para tratar huevos frescos de tortugas acuáticas infectados; manteniéndolos a una temperatura de 30°C por 3-4 horas; inmersos en una solución antibiótica de 1.5 a 2 mcg de terramicina por mililitro a una temperatura de 6-12°C por 30 minutos. También se ha probado una combinación de gentamicina-clorinada. El procedimiento depende en el uso de huevos frescos es por esto que tiene una aplicación limitada (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Raramente están implicados en enfermedades de reptiles, es por esto que la administración de antibióticos al animal o en su medio acuático es innecesaria e indeseable. Los antibióticos pueden causar un cese en la excreción, pero el animal puede seguir colonizado; por lo que la terapia deberá limitarse solo a los animales que muestren signos de la enfermedad (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

En vivarios y colecciones privadas un significativo número de reptiles albergan *Salmonella* y/o *Arizona*, potencialmente peligrosas para sus cuidadores. Sin embargo el riesgo por parte de estos animales cautivos, es mínimo por las prácticas de manejo y la edad de los cuidadores, lo opuesto a la situación en niños y reptiles mascotas. Una buena práctica de higiene personal es efectiva en prevenir la transmisión de la bacteria (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984).

*Edwardsiella Tarda* no provoca enfermedad en reptiles pero si en humanos, por lo tanto se deben de tener las mismas precauciones que para *Salmonella* y *Arizona* (Hoff et al., 1984).

## **2.- *Mycobacterium***

### **Generalidades**

Con el reconocimiento de la susceptibilidad humana a algunas especies de micobacterias aisladas en poiquilotermos y la subsecuente confirmación de su importancia como patógenos humanos, se ha despertado un amplio interés en su estudio. Sin embargo no hay información subsecuente que confirme que los reptiles son verdaderos reservorios para la micobacteriosis que concierne a salud pública (Hoff et al., 1984).

La micobacteriosis es una enfermedad esporádica en colecciones bien manejadas teniendo una incidencia anual de 0.1-0.5%. Las infecciones por *Mycobacterium* son más frecuentes en especies de tortugas acuáticas o semiacuáticas y la micobacteria más asiduamente asociada es *Mycobacterium marinum*. La micobacteriosis crónica es la forma más frecuente de micobacteriosis en reptiles (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/tortu.htm>).

### **Etiología**

Los *Mycobacterium* son bacilos gram (+), aerobios o anaerobios facultativos, son resistentes a la tinción de Gram y son ácido alcohol resistentes (Ziehl-Neelsen positivos), debido a su pared celular rica en lípidos (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

Son bacterias ubicuas en el ambiente y pueden dividirse en parásitos obligados, comensales obligados o accidentales y saprofitos. Las micobacterias comensales y saprofitas, son capaces de iniciar la enfermedad entre los vertebrados y son estas las que cuentan para la mayoría de los casos de micobacteriosis en reptiles (ver tabla 18). Estas micobacterias generalmente inocuas tienen un crecimiento óptimo a temperaturas por debajo de aquellas encontradas en los cuerpos de los altos vertebrados. Es por esto que frecuentemente emergen como patógenos entre los poiquilotermos (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

**TABLA 18**

**Especies de *Mycobacterium* que producen Enfermedades en Reptiles**

<i>M. avium</i>
<i>M. chelonae</i>
<i>M. intracellulare</i>
<i>M. marinum</i>
<i>M. thamnopheos</i>

Producen enfermedad espontánea entre animales cautivos (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

**Transmisión**

Los más probables modos de transmisión entre reptiles es el contacto con fuentes ambientales; la mayoría de casos probablemente se originan de aguas contaminadas. El inicio de la enfermedad en reptiles no solo requiere el contacto con estos patógenos potenciales, si no también algún impedimento en las defensas del hospedador para que aumente el proceso infeccioso, como un mal manejo en los parámetros ambientales (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

Una interrupción en la continuidad de la piel, mucosa respiratoria o alimentaria por daño físico, químico, microbiológico o nutricional, puede crear un conducto para la invasión micobacterial. Parece que en ciertos individuos aparentemente sanos, ocurre algún grado de invasión y una infección micobacterial latente en hígado puede no ser extraña. La piel y el tracto respiratorio son portales implicados en la micobacteriosis de quelonios. No hay evidencia de que exista susceptibilidad de especies para micobacteriosis entre reptiles, aunque la susceptibilidad individual ocurre (Hoff et al., 1984).

**Patogenia**

La micobacteriosis en reptiles puede presentarse de forma aguda y crónica (Hoff et al., 1984).

- Micobacteriosis Aguda: La micobacteriosis aguda en reptiles es poco común; en estos casos la proliferación bacteriana es extracelular. La infección inicia con la

deposición del bacilo en las membranas del pulmón, faringe o intestino, las micobacterias son resistentes a la acción fagocitaria, lo que permite la multiplicación extracelular e intracelular, la respuesta inflamatoria activa a los macrófagos; después de una semana la respuesta inmune cambia de una reacción esencial a un cuerpo extraño a la de una reacción por granulomas infecciosos, adquiriendo los macrófagos la capacidad de matar a la micobacteria (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

- Micobacteriosis Crónica: Produce la formación de tubérculos, los cuales sufren cambios secuenciales mientras el tubérculo se avejenta (Hoff et al., 1984).

El primer evento en la formación espontánea de tubérculos, es el acumulo de un nido compacto de macrófagos en varios estados de activación. Los bacilos ácido alcohol resistente son intracelulares en esta etapa. Estos pequeños nidos de macrófagos empiezan a expandirse para formar un tubérculo más complejo en el cual el área central de macrófagos se empieza a rodear de una zona de histiocitos y células productoras de reticulina. Dentro de esta zona marginal hay numerosos heterófilos con gránulos globulares eosinófilos; la caseificación central marca la tercera etapa del desarrollo del tubérculo. Una característica de la caseificación central que la distingue de mamíferos y aves, es su ácido alcohol resistencia. La etapa final de la formación del tubérculo es caracterizada por la exposición de la región caseosa para involucrar el folículo entero con la obliteración de la arquitectura del tubérculo y frecuentemente confluye con tubérculos adyacentes (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos que se observan son letargia, disnea y anorexia, causada por la severa caseificación de las lesiones pulmonares (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

- Micobacteriosis Aguda: Los reptiles con micobacteriosis respiratoria aguda presentan anorexia, depresión, disnea y ocasionalmente comezón (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

- Micobacteriosis Crónica: Se presenta una inflamación granulomatosa con la formación de nódulos cutáneos o lesiones ulcerativas en piel (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La forma más frecuentemente encontrada de micobacteriosis crónica en reptiles es la micobacteriosis hepatoesplénica de origen alimentario. Los individuos afectados generalmente presentan signos no específicos que incluyen anorexia, diarrea, caquexia, letargia y pérdida de peso crónica. Ocasionalmente los individuos mueren sin signos premonitorios (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los sitios secundarios de micobacteriosis en reptiles frecuentemente incluyen huesos (produciendo inflamación de las articulaciones), pulmones (produce disnea). La localización ósea en reptiles es frecuentemente dramática debido a la naturaleza destructiva de la lesión. Este foco de osteomielitis ocurre más frecuentemente dentro de las vértebras, por expansión de áreas de discoespondilitis micobacterial. Dichas lesiones dominan los signos clínicos produciendo fracturas patológicas resultando en una disfunción nerviosa central o periférica (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La osteomielitis micobacterial en quelonios se desarrolla frecuentemente en el plastrón o caparazón y puede ser reconocida radiográficamente. Los tubérculos pulmonares secundarios tienden a ser mucho más caseosos que los tubérculos de los órganos parenquimatosos. Como la micobacteriosis ósea, la neumonía micobacterial puede dominar los signos clínicos por producción de disnea severa (Hoff et al., 1984).

La localización subcutánea secundaria ocurre frecuentemente en reptiles; viéndose una firme y bien circunscrita hinchazón del cuello sobre la cual la piel se mueve libremente. Esta hinchazón puede llegar a igualar el tamaño del huevo de una gallina. La micobacteriosis cutánea primaria crónica ha sido reportada en tortugas; y es caracterizada por induraciones dermales bien circunscritas, las cuales se expanden gradualmente, para

formar lesiones fungales. En algunos casos se ha reportado la tendencia de la micobacteria ha invadir las fibras nerviosas dérmicas (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

- Micobacteriosis Aguda: La respuesta inflamatoria es supurativa y por lo tanto imita ambas infecciones clínicas y patológicas de las bacterias más frecuentemente encontradas. A la necropsia se encuentra edema y engrosamiento irregular de las membranas respiratorias así como acumulaciones de exudado floculento de color amarillo a crema dentro de los sacos aéreos. Microscópicamente el exudado se compone de heterófilos infiltrados en regiones de necrosis caseosa (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).
- Micobacteriosis Crónica: La arquitectura normal del hígado es borrada por múltiples nódulos de color crema a amarillo llegando hasta 1 cm de diámetro. Estos abultados nódulos se encuentran sobre la superficie capsular y son fáciles de enuclear. Los tubérculos son encontrados a través del parénquima hepático. En casos severos el hígado está muy pigmentado con melanina; la cual es liberada y es tomada por los túbulos proximales. Un segundo pigmento hepático, la hemosiderina, también puede ser liberada en casos de micobacteriosis y se acumula en los riñones. El bazo generalmente agrandado contiene tubérculos superficiales y profundos similares a aquellos descritos en el hígado (Hoff et al., 1984).

Una búsqueda diligente en el tracto gastrointestinal en casos de micobacteriosis hepática confirma la presencia de micro o macro tubérculos. Dichos tubérculos ocurren característicamente dentro de la lámina propia del intestino delgado, debajo del epitelio intacto (Hoff et al., 1984).

La incursión del sistema circulatorio también ocurre, resultando en tubérculos en una variedad de órganos; generalmente esos tubérculos secundarios no son tan exuberantes como aquellos de hígado y bazo (Hoff et al., 1984).

## Lesiones Microscópicas

Se pueden detectar bacilos Ziehl-Neelsen positivos, rodeados por un discreto número de células mononucleares y células gigantes multinucleadas (ver Fig.64) (<http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/tortu.htm>).

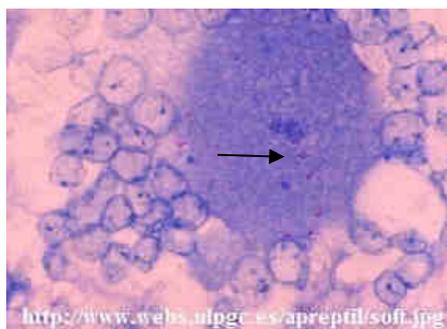


Fig.64. Granuloma con bacilos Ziehl-Neelsen positivos correspondientes a *Mycobacterium* en el pulmón de un ejemplar de *Trionyx* sp.

## Diagnóstico

Por la forma de presentación aguda de la micobacteriosis aguda tanto clínicamente como morfológicamente el diagnóstico es probable que se pierda a menos de que se realice de forma rutinaria una tinción ácido alcohol resistente en tejidos con una reacción inflamatoria aguda, las muestras incluyen lavados traqueobronquiales y gástricos, aspirados de linfonodos, orina, heces, a la necropsia las muestras se toman de las lesiones; los líquidos se centrifugan y se hace la observación directa mediante tinciones ácido alcohol resistentes; como la capacidad de ácido alcohol resistencia no está confinada a las bacterias del género *Mycobacterium* el aislamiento bacteriano es esencial para confirmar un diagnóstico. Para el cultivo requieren de medios complejos y enriquecidos con huevo (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

Un diagnóstico definitivo antemortem es práctico solo cuando hay intervención cutánea, subcutánea o nasofaríngea. Sin embargo un alto grado de sospecha debe ser generada por la combinación de una enfermedad crónica debilitante; acompañada por evidencia radiográfica de focos de lesión osteolítica. Los hallazgos a la necropsia en la micobacteriosis diseminada son usualmente característicos; pero deben ser distinguidos de

otras causas de granulomatosis diseminada. Debido a la naturaleza relativamente primitiva de la respuesta inflamatoria de los poiquiloterms; un amplio espectro de agentes es capaz de producir una respuesta granulomatosa (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico Diferencial**

Los tubérculos subcutáneos deben distinguirse de la hinchazón producida por parásitos, neoplasias o infección bacteriana. Histopatológicamente, los granulomas micobacterianas, pueden ser distinguidos de los granulomas parasitarios, de los granulomas por bacterias no ácido alcohol resistentes y de granulomas micóticos (Hoff et al., 1984).

### **Tratamiento**

No hay reporte de tratamiento en reptiles con micobacteriosis. La sensibilidad a antibióticos atípicos varía ampliamente; además de que su toxicidad no ha sido evaluada en reptiles y sobretodo que es un peligro a la salud pública la retención de animales con tuberculosis; por lo que el tratamiento quimioterapéutico no está recomendado (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Control**

El control debe ser dirigido a reducir las fuentes ambientales y mantener a la colonia sana. La mayoría de los reptiles cautivos están expuestos a la micobacteriosis a través del agua. El limo dentro de los platos de agua u otros medios acuáticos son especialmente altos en micobacterias saprofitas; por lo tanto remover mecánicamente las películas orgánicas, es la forma más efectiva de reducir las poblaciones de micobacterianas (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las micobacterias saprofitas son resistentes a los desinfectantes más comúnmente usados; como el cloro y el concentrado de formaldehído acuoso; se ha reportado efectividad del glutaraldehído alcalino al 2%. El control también debe dirigirse a fuentes dietarias; casi

cualquier invertebrado o vertebrado inferior usado como fuente de alimento, pueden estar contaminado o infectado con la bacteria. Una buena nutrición debe ser parte de cualquier programa profiláctico; para evitar la debilidad por parte del hospedador (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **3.- *Leptospira***

#### **Generalidades**

Es un grupo de enfermedades infecciosas de humanos y animales causada por varios serotipos de espiroquetas *Leptospira interrogans* y *L. biflexa*. Sin embargo *L. interrogans* generalmente es patógena mientras *L. biflexa* es considerada saprofita, encontrándose predominantemente en agua fresca y suelo (Hoff et al., 1984).

Todas las evidencias indican que no es un factor de morbilidad o mortalidad en reptiles. El aislamiento en animales libres es muy raro y se ha visto que tortugas acuáticas de vida libre poseen actividad leptospiricida contra *L. biflexa* e *interrogans* (Hoff et al., 1984).

#### **Etiología**

Las leptospiras son espiroquetas, aerobios obligados, flexibles, muy finos, helicoidalmente enrollados, con ambos extremos semicirculares de forma de gancho, presentan un movimiento activo flexuoso de rotación, ondulatorio y translucidación. Son gram (-) aunque no se tiñen con facilidad con los colorantes de anilina (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

#### **Transmisión**

La ubicuidad de algunos géneros, provee una amplia exposición de los reptiles a estos microorganismos a través del contacto con agua infectada o la ingestión de presas infectadas (Hoff et al., 1984).

## **Patogenia**

Las leptospiras invaden los tejidos a través de la piel húmeda, ablandada o de las membranas mucosas, se difunde por el organismo mediante el torrente sanguíneo y colonizan el hígado y riñones (principalmente túbulo renales), otros órganos afectados son los músculos, las meninges (produce meningitis o supurativa), los ojos y el útero, algunas bacterias pueden evadir la respuesta inmune y persistir en el organismo. Las leptospiras pueden evitar la fagocitosis en el torrente sanguíneo induciendo la apoptosis de los macrófagos; después de fijarse a las células hospedadoras penetran en estas por medio de endocitosis mediada por receptores (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Aunque la enfermedad puede ser grave en los hospedadores de mantenimiento inmaduros, es más probable que produzca una enfermedad grave en hospedadores incidentales, entre los signos que se pueden observar están ictericia, hemoglobinuria, hemorragias y se presenta una anemia de tipo hemolítica (Quinn et al., 2005).

## **Lesiones Microscópicas**

Se observan lesiones de las membranas de los glóbulos rojos y células endoteliales, junto con daño hepatocelular (Quinn et al., 2005).

## **Diagnóstico**

De animales vivos se pueden mandar muestras de sangre, orina y fluido cerebroespinal; mientras que de cadáveres las muestras se obtienen de riñón (principalmente), hígado, bazo, pulmón, cerebro y ojo (Hirsh et al., 2004).

Para un examen directo las leptospiras solo pueden ser visibles por microscopía de campo oscuro o de contraste de fase. No se tiñen con facilidad con los colorantes de anilina mas pueden impregnarse por plata, fluoresceína, peroxidasa conjugada más reactivos coloreados

o por hibridación del ADN con reactivos coloreados biotina–avidit (DAB). Para su aislamiento se usa el medio de Ellinghausen, McCullough, Johnson y Harris (medio de EMJH); pero el crecimiento es muy lento y el examen directo no siempre es confiable por lo que el método diagnóstico más común es la serología mediante las pruebas de aglutinación, fijación de complemento y ELISA (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

### **Tratamiento**

Las leptospiras son susceptibles a la penicilina G (10, 000-20, 000 UI/kg IM, IV o SC 2-3 veces al día), fluoroquinolonas, tetraciclinas (10 mg/kg PO cada 24 h durante 10-14 días), cloranfenicol (10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), estreptomina (10mg/kg IM 1-2 veces al día) y eritromicina. El tratamiento debe de empezarse al inicio de la enfermedad para obtener los beneficios (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004).

### **Control**

No hay necesidad de procedimientos de control para leptospirosis en términos de mantener la salud de estos animales; sin embargo como las leptospiras son agentes zoonóticos, se debe tener cuidado al manejar animales infectados, especialmente serpientes (Hoff et al., 1984).

## **4.- *Coxiella burnetti***

### **Generalidades**

La fiebre Q o coxielosis es una enfermedad producida por la rickettsia *Coxiella burnetti*, la cual se considera tiene una amplia distribución, encontrándose principalmente en climas templados y tropicales y así como su amplia extensión geográfica también cuenta con un amplio rango de hospedadores (artrópodos, mamíferos, aves y reptiles) (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005). La coxielosis se considera una zoonosis menor en los humanos (Hoff et al., 1984).

## **Etiología**

*Coxiella burnetti* pertenece a la familia Rickettsiaceae y son bacterias gram (-) intracelulares, obligadas, inmóviles pleomórficas, básicamente parasitan artrópodos; su ciclo de vida incluye un fase parecida a endospora miden de 0.5µm de largo por 1.0 µm de diámetro (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984; Quinn et al., 2005).

## **Transmisión**

Las garrapatas así como otros artrópodos entre los que se encuentran ácaros, pulgas, piojos y moscas, mantienen y distribuyen a *Coxiella burnetti*, entre las garrapatas involucradas se encuentran s *A. nuttalli*, *A. latum* y *A. flavomaculatum* (liberan la *Coxiella* al momento de defecar); también son transmitidas por vía aérea, por fómites o por el mismo hombre o animales al permanecer en el ambiente mediante la desecación y desintegración de los tejidos que las contienen (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

## **Patogenia**

Una vez que el agente entra, gana acceso al endotelio vascular, al epitelio respiratorio y renal mediante endocitosis, se multiplican en el fagolisosoma o en el citoplasma y en algunos casos en el núcleo (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Lo más notable de la coxielosis es su falta de signos clínicos en la mayoría de los hospedadores; después de la diseminación 50% de los infectados son asintomáticos o la infección es autolimitante y solo menos del 10% presenta vasculitis, neumonía, esplenomegalia y linfocitosis (Hoff et al., 1984).

## **Lesiones Macroscópicas**

En las infecciones leves o autolimitantes se observa la formación de granulomas (Hirsh et al., 2004).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico de la infección se hace mediante la obtención de *C. burnetti* de los tejidos del animal; aunque *C. burnetti* es gram (-) a comparación de los demás miembros de su familia si se tiñe bien con los colorante a base de anilina aunque también se pueden ocupar las tinciones de Giemsa, Ziehl-Neelsen, Macchiavello y Jiménez. También se siembran en el saco de vitelino de embriones de pollo, cultivos celulares y animales de laboratorio (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Tratamiento**

El reto para una terapia exitosa es que la mayoría de los antibióticos no son efectivos en el pH ácido del fagolisosoma donde *C. burnetti* se replica; se ha intentado alcalinizar la célula con el uso de cloroquina mejorando la eficacia de las tetraciclinas; entre los antibióticos que presentan eficacia moderada contra *C. burnetti* se encuentran: tetraciclina (10 mg/kg PO cada 24 h durante 10-14 días), cloranfenicol (10-15mg/kg IV o IM, la dosis total dividida en 2 veces al día), claritromicina, enrofloxacin (7.5-10 mg/kg vía PO o IM 1 vez al día) y sulfas-trimetoprim (10 mg/kg vía IM 1 vez al día) (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004) .

## **Control**

Se lleva acabo al evitar infestaciones por artrópodos, pues estos últimos actúan como transmisores de la enfermedad (Hirsh et al., 2004; Hoff et al., 1984).

## ENFERMEDADES FUNGALES

En las heces de reptiles sanos así como en la microbiota intestinal se han aislado hongos de las especies *Aspergillus*, *Penicillium*, *Basidiobolus*, *Fusarium*, *Mucor*, entre otros. También se han encontrado levaduras de *Candida*, *Torulopsis*, *Trichosporon*, *Rhodotorula* y *Geotrichum* en la faringe y heces de tortugas terrestres sanas. La respuesta del hospedador a las invasiones micóticas es la clave para que se presente o no una enfermedad de este tipo (Mader, 2006).

Los hongos pueden ganar acceso a través de brechas en las barreras epiteliales o epidermales, aunque los hongos que elaboran enzimas (colagenasas, elastasas y proteasas) ganan acceso sin necesidad de estas brechas. La piel, el tracto respiratorio y en menor grado el tracto gastrointestinal son las principales vías de entrada para las micosis en reptiles (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La mayoría de los organismos asociados a micosis en reptiles son altamente esporulantes, por lo que si las condiciones son favorables la contaminación por esporas en un ambiente cerrado alcanzara rápidamente los niveles para afectar al reptil (Mader, 2006).

Todas las enfermedades micóticas son debidas a factores predisponentes Una infección se establece más fácilmente en reptiles mantenidos en cajas sucias, ambientes subóptimos (temperatura, luz, humedad), con sobrepoblación, procedimientos estresantes y una nutrición inadecuada; pues inmunodeprimen al reptil. En ocasiones la causa primaria es traumática, existiendo posteriormente contaminación por hongos. Los procesos pulmonares de origen micótico son relativamente frecuentes principalmente en especies terrestres (Jacobson, 2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apretil/tortu.htm>).

Las especies acuáticas continuamente están en contacto con un mar de patógenos; sobre todo en ambientes que no están filtrados. Una vez que la enfermedad micótica ha sido identificada los factores ambientales predisponentes deben identificarse y corregirse. En algunos casos simplemente elevar la temperatura ambiental resulta en la regresión de las

lesiones activas. El frío y la humedad de los meses de invierno coincide con la presentación de las dermatomicosis (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Una vez que los hongos invaden el interior del animal, el pronóstico es reservado. Los hongos frecuentemente están asociados con estomatitis bacteriana y enfermedad del tracto respiratorio superior (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

## **1.- DERMATOFITOS**

### **Generalidades**

El termino dermatofitos esta dado para los hongos del género *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton*; *Trichophyton mentagrophytes*, la mayoría de las veces son subdiagnosticados; se les ha implicado en lesiones dérmicas en Pitón Bola (*Python regius*) y son más comúnmente reportados en iguanas (Ackerman, 1997; Mader, 2006).

### **Etiología**

Los dermatofitos son un grupo de hongos septados, los cuales invaden estructuras queratinizadas superficiales, *Trichophyton* y *Microsporum* son hongos imperfectos que pertenecen al género anamorfo. Las formas infecciosas son las arthroconidias; las cuales se liberan por fragmentación de las hifas en las estructuras queratinizadas; son aerobios estrictos, en cultivo forman macroconidias y microconidias, algunas de sus colonias son pigmentadas (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

### **Transmisión**

La transmisión es mediante contacto directo con animales infectados o por contacto indirecto mediante fómites (Hirsh et al., 2004).

## Patogenia

Los dermatofitos solo pueden vivir en los estratos superficiales de la piel y no pueden penetrar el tejido vivo o sobrevivir en áreas que presenten una inflamación severa. Las artrosporas infecciosas se adhieren a las estructuras queratinizadas y germinan en 6 horas. Los pequeños traumatismos favorecen la infección, como las picaduras de artrópodos. La piel húmeda y caliente favorece la germinación de las células reproductoras. Los productos metabólicos de las hifas dan origen a una respuesta inflamatoria local. Las hifas crecen de modo centrífugo, desde la lesión inicial hacia la piel normal. El crecimiento de las hifas produce hiperplasia epidérmica e hiperqueratosis (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## Signos Clínicos

En reptiles del orden squamata (serpientes y lagartos), las ampollas son las primeras manifestaciones de infección fungal; las cuales son fácilmente confundidas con la dermatopatía vesicular “blíster disease”, causada por bacterias. En los lagartos las ampollas se encuentran en cualquier parte del cuerpo; las ampollas pueden contener un fluido seroso o sanguinolento, revientan al poco tiempo de formarse dejando una costra amarilla o café. La dermatomicosis también se manifiesta como una descoloración en la piel, hiperpigmentación o hiperqueratosis, pápulas o pústulas y úlceras granulomatosas (ver Fig.66) (Mader, 2006).



Fig.66. Lesiones por dermatofitos en una iguana verde

En las serpientes la descoloración se manifiesta en las escama ventrales, las cuales se ven de un color amarillo o café anaranjado descolorido; también se observan lesiones de tipo

necrótico extendidas a lo largo del vientre; a veces se observa un crecimiento algodonoso de color blanco o pigmentado sobre las lesiones o alrededor de ellas (Mader, 2006).

Otras manifestaciones de la dermatomicosis incluyen crecimientos proliferativos o nódulos subcutáneos, localizados o multifocales, los cuales pueden ser firmes, caseosos o granulomatosos, llamados micetomas, son más frecuentemente encontrados en serpientes que en lagartos, involucrando a colúbridos principalmente, en especial en las serpientes de maíz (*Elaphe guttata*) (Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

Se hacen frotis directos de raspados de las escamas, en una laminilla con hidróxido de potasio al 10 o 20% para aclarar el tejido, buscando las artroconidias, este diagnóstico se debe confirmar con el cultivo, utilizando el fluido contenido en las ampollas en agar Sabouraud dextrosa de Emmon con extracto de levadura al 2-4% (otros recomiendan que el agar este al 2% y la adición de peptona (1%) y glucosa (4%)), 0.05g/l de cloranfenicol y 0.4 g/l de ciclohexamida, incubando a 25-27°C. También se puede hacer uso de técnicas basadas en el DNA para la identificación de los dermatofitos aislados (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

### **Diagnóstico diferencial**

Se debe de diferenciar con la dermatopatía vesicular “blíster disease” u otra infección de origen bacteriano, así como con los hongos de las especies *Aspergillus*, *Trichosporon*, *Geotrichum* y *CANV* (*Chrysosporium* anamorfo de *Nannizziopsis vriessii*). Los micetomas deben de diferenciarse de abscesos crónicos y tumores mesenquimatosos (Mader, 2006).

### **Tratamiento**

Se limpia la zona afectada con antisépticos antifúngicos como povidona iodada (0.5-1%) y clorhexidina (0.5-1%). Para las lesiones focales se pueden usar ungüentos tópicos con miconazol. La terapia sistémica se hace mediante el uso de griseofulvina o ketoconazol

(25mg/ kg de peso vivo una vez al día en los casos más difíciles) por al menos 2 meses o durante 2 semanas más después de la recuperación. La desinfección del ambiente es la más difícil, ya que algunas esporas persisten hasta por más de 1 año. Los desinfectantes que contienen cloro, iodo o cuaternarios de amonio son buenos para la limpieza y desinfección (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Siria et al., 2002).

### **Pronóstico**

Si no se diagnostica o se deja sin tratamiento la dermatomicosis puede llevar al a muerte por daño extenso al integumento y diseminación de la infección a órganos internos (Mader, 2006).

### **2.- *Zigomycetos***

#### **Generalidades**

Las infecciones por *Zigomycetos* son oportunistas e involucran el sistema tegumentario, respiratorio y digestivo; así como ganglios linfáticos asociados. Los géneros más comúnmente reportados en reptiles incluyen: *Mucor*, *Rhizopus* y *Basidiobolus*. *Basidiobolus* se pueden encontrar en las heces de reptiles sanos (Jacobson, 2007; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

#### **Etiología**

Los *Zigomycetos* comprometen un gran grupo de hongos en rama, raramente septados con amplias hifas. Los hongos *Mucor* y *Rhizopus* pertenecen al orden *Mucorales*, los cuales se conocen vulgarmente como hongos del pan u hongos alfiler presentan hifas cenocíticas (no septadas) hasta de 15µm de diámetro; mientras que *Basidiobolus* pertenece al orden de los *Entemophthorales*, con hifas a veces septadas de hasta 20 µm de diámetro, en las que se desarrollan zigosporas redondeadas de pared gruesa (20-50 µm de diámetro) (Jacobson, 2007; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

Los hongos del orden mucorales ingresan mediante la ingestión o inhalación de esporas a partir de fuentes ambientales, mientras que *Basidiobolus* ingresa a través de pequeñas abrasiones o lesiones en piel o de las membranas de la mucosa nasal, no es frecuente la invasión de los vasos sanguíneos por parte de las hifas, a veces se produce la difusión vía linfática (Ackerman, 1997; Quinn et al., 2005).

## **Patogenia**

En la infección por los miembros del orden *Mucorales* las hifas invaden las mucosas, submucosas y vasos locales hasta producir una vasculitis trombótica necrotizante aguda (Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

En tortugas acuáticas; los miembros del orden *Mucorales* producen lesiones en el plastrón y caparazón, observándose múltiples pápulas fusionadas en relieve que pueden tener una coloración grisácea o amarillenta a café claro; así como lesiones ulcerativas en piel principalmente de la cabeza y extremidades. Las mucormicosis son con frecuencia enfermedades sistémicas; las lesiones crónicas suelen ser localizadas y granulomatosas (Mader, 2006; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

*Basidiobolus ranarum* ha sido identificado en lesiones granulomatosas en cavidad oral de tortugas terrestres; mientras que *Rhizopus arrhizus* se ha aislado de pústulas en piel y lesiones neumónicas en serpientes de jardín (*Thamnophis sirtalis*) (Jacobson, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

Las lesiones crónicas en serpientes se observan de tipo granulomatoso y ulcerativo en las regiones pericloacal, cervical y oral (Ackerman, 1997; Jacobson, 2007).

## **Lesiones Microscópicas**

Las lesiones integumentarias que involucran a los zigomicetos son generalmente necrotizantes con células inflamatorias mixtas de mínimas a moderadas. En muchos casos los hongos fallan en penetrar la dermis (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Internamente las lesiones son generalmente granulomatosas con un centro caseificado con células gigantes; esta etapa granulomatosa representa la etapa en la cual la enfermedad es identificada (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

En *Basidiobolus* se ha identificado un depósito eosinofílico, alrededor de hifas individuales, lo cual puede representar un complejo inmune, estos depósitos son conocidos como fenómeno de Splendore-Hoepli (Quinn et al., 2005).

## **Diagnóstico**

Se usa la tinción de PAS y plata metenamina para la detección de las hifas cenocíticas en cortes histológicos; el aislamiento se lleva a cabo en agar Sabouraud dextrosa sin ciclohexamida a 37°C en aerobiosis durante 5 días (Ackerman, 1997; Quinn et al., 2005).

## **Tratamiento**

Se han registrado estudios donde a las tortugas con dermatitis afectadas con *Mucor* han sido tratadas con baños en solución de 0.15mg/l de verde de malaquita. Los reptiles con enfermedad limitada focal pueden ser tratados quirúrgicamente removiendo la lesión. En el caso de las serpientes se han tratado exitosamente con ketoconazol (25mg/ kg de peso vivo

una vez al día durante 2 meses). Los animales que presentan la enfermedad de manera sistémica no son tratados; ya que cuando se reconoce la enfermedad, las lesiones son tan extensas que la terapia no es práctica (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

#### **4.- *Aspergillus***

##### **Generalidades**

El *Aspergillus* es un agente ubicuo en el ambiente, el más común en las infecciones animales es *A fumigatus*. La mayoría de las infecciones reportadas involucran al sistema respiratorio e integumentario. *Aspergillus* ha sido identificado como el mayor agente causal de la consolidación y granulomatosis de los pulmones (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

##### **Etiología**

El *Aspergillus* es un hongo filamentoso ubicuo, compuesto de hifas septadas, hialinas y de hasta 8.0 µm de diámetro. Los conidióforos, sin ramificaciones, se desarrollan en ángulo recto a partir de las células pie de las hifas. La parte final del conidióforo se agranda y forma una vesícula, que aparece cubierta parcial o completamente por fiálides en forma de botella; las cuales producen fialoconidias, que pueden ser lisas o rugosas y miden hasta 5.0 µm de diámetro. Son aerobios y forman colonias pigmentadas (verde azulado, negro, marrón, amarillo o rojizo) de crecimiento rápido (Quinn et al., 2005).

##### **Transmisión**

La transmisión se lleva a cabo por la inhalación de las conidias y de forma menos frecuente por la ingestión de estas o después de algún traumatismo a los tejidos. La infección sistémica siempre aparece relacionada con la inmunosupresión (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Patogenia**

Una vez adentro las conidias se unen a los tejidos mediante adhesinas, produciéndose una respuesta inflamatoria por parte de las células fagocíticas, la inflamación induce a la producción de proteasas, fosfolipasas y elastasas además de la gliotoxina que inhibe la actividad de los cilios y la fagocitosis por parte de los macrófagos, resultando en daño a los tejidos (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos no son específicos y pueden ir de una infección subclínica hasta encontrar al animal muerto; si la enfermedad tiene un curso crónico se observa anorexia intermitente con una progresiva pérdida de peso, letargia y debilidad antes de la muerte; otros signos clínicos reflejan el órgano afectado (Mader, 2006).

En quelonios los signos clínicos más comunes de una micosis sistémica son neumonía y una granulomatosis diseminada. En el caso de neumonía o traqueítis se puede presentar sibilancia, taquipnea o disnea (Mader, 2006).

Los signos clínicos de la dermatomicosis por *Aspergillus* son los mismos descritos para los dermatofitos (Mader, 2006)

## **Lesiones Macroscópicas**

Las lesiones en quelonios casi siempre consisten en nódulos caseosos o granulomas dentro del parénquima pulmonar, mucosa o serosa; también se han llegado a encontrar infectando la superficie de la tráquea, sacos aéreos y membranas celómicas, pero raramente se presenta un exudado caseoso en las vías aéreas a menos que haya una infección bacteriana. En casos severos el pulmón completo o la mayor parte de él se encuentra consolidado o enfisematoso bulloso. En varios casos se han encontrado lesiones en el miocardio (Jacobson, 2007; Mader, 2006).

En squamatas las lesiones raramente quedan restringidas a pulmón y la diseminación es más común; los nódulos se encuentran dispersos en las vísceras y superficies celómicas (Mader, 2006).

### **Lesiones Microscópicas**

Histológicamente las lesiones consisten en una neumonía granulomatosa multifocal, con áreas de consolidación pulmonar, y en ocasiones extensión de las lesiones hacia otros órganos, dando lugar a micosis sistémicas (Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

Se hace mediante la observación directa de laminillas en montaje húmedo con hidróxido de potasio al 10% observándose las hifas conidias y cabezas o mediante laminillas con tinción de PAS, Gridley o Gomori (metamina de plata) donde se observan las hifas septadas (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004).

### **Tratamiento**

Tópicamente se puede tratar con clotrimazol o enilconazol; el itroconazol oral ha tenido buenos resultados para el tratamiento de la aspergilosis sistémica. Aunque el tratamiento de elección es la escisión quirúrgica (Ackerman, 1997; Hirsh et al., 2004).

## **5.- *Beauveria***

### **Generalidades**

Los miembros de este género son principalmente patógenos para los insectos; esto es de importancia porque los insectos pueden servir como reservorios para reptiles susceptibles, en quelonios produce infecciones pulmonares (Howard, 2003; Jacobson, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Los conidióforos nacen de las densas esporoquidias, las cuales presentan una base ancha, y una punta estrecha y ramificaciones en forma de zigzag. Las conidias son unicelulares, subglobosas y miden de 2-3  $\mu\text{m}$  de largo por 1.5-2.5  $\mu\text{m}$  de ancho (Howard, 2003).

## **Transmisión**

Los insectos pueden servir como reservorios para reptiles susceptibles (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos no son específicos y pueden ir de una infección subclínica hasta encontrar al animal muerto; si la enfermedad tiene un curso crónico se observa anorexia intermitente con pérdida de peso progresiva, letargia y debilidad antes de la muerte; otros signos clínicos reflejan el órgano afectado (Mader, 2006).

En quelonios los signos clínicos más comunes de una micosis sistémica son neumonía y una granulomatosis diseminada. En el caso de neumonía o traqueítis se puede presentar sibilancia, taquipnea o disnea (Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

*Beauveria bassinia* se ha aislado de lesiones pulmonares de tortugas terrestres; encontrándose lesiones fungales entre los espacios aéreos y superficies pleurales. El parénquima pulmonar presenta granulomas multifocales, pero raramente se presenta un exudado caseoso en las vías aéreas a menos que haya una infección bacteriana. En casos severos el pulmón completo o la mayor parte de él se encuentra consolidado o enfisematoso bulloso; en varios casos se han encontrado lesiones en el miocardio (Jacobson, 2007; Mader, 2006).

En squamatas aunque se ha reportado neumonía, las lesiones raramente quedan restringidas a pulmón y la diseminación es más común (a hígado y bazo); los nódulos se encuentran

dispersos en las vísceras y superficies celómicas (Jacobson, 2007; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

Se hace mediante un examen microscópico directo del material infectado, biopsia o cultivo (Ackerman, 1997).

### **Tratamiento**

El tratamiento de elección es la escisión quirúrgica (Ackerman, 1997).

## **6.- *Paecilomyces***

### **Generalidades**

El *Paecilomyces* que afecta a los reptiles hasta mediados de los setentas se le conocía como *Penicillium lilacinum*, en la actualidad se encuentra con el nombre de *Paecilomyces lilacinus*. La mayoría de casos con respecto a *Paecilomyces* involucra a quelonios y actúa como patógeno oportunista, pero frecuentemente fatal (Howard, 2003; Jacobson, 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

*P. lilacinus* es un hongo filamentoso anamorfo. Forma un denso micelio del cual emergen los conidióforos, los cuales tienen varias fialides terminales y subterminales, algunas fialides nacen solitarias a lo largo de la hifa vegetativa, se llegan a desarrollar estructuras compactas, parecidas a las cabezas de *Penicillium* (Howard, 2003).

## **Patogenia**

*P. lilacinus* ha demostrado que llega a producir proteasas y quitinasas (Howard, 2003; Jacobson, 2007).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos son los mismos que se describen en *Beauveria* (Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

Se han encontrado granulomas multifocales en el estómago, páncreas, hígado y pulmones (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las lesiones en quelonios casi siempre consisten en nódulos caseosos o masas firmes dentro del parénquima pulmonar, mucosa o serosa, pero raramente se presenta un exudado caseoso en las vías aéreas a menos que haya una infección bacteriana. En casos severos el pulmón completo o la mayor parte de él se encuentra consolidado o enfisematoso bulloso; en varios casos se han encontrado lesiones en el miocardio (Mader, 2006).

En squamatas aunque se ha reportado neumonía, las lesiones raramente quedan restringidas a pulmón y la diseminación es más común; los nódulos se encuentran dispersos en las vísceras y superficies celómicas (Mader, 2006).

## **Diagnóstico**

Desde que *Paecilomyces* es comúnmente aislado como contaminante ambiental y de superficie, se deben de hacer los respectivos cultivos e histopatológicos para hacer un diagnóstico preciso (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

*Paecilomyces lilacinus* muestra sensibilidad variable a los antifúngicos habituales, tales como anfotericina B (0.5 mg/kg, 2-3 veces por semana) y azoles, debido a lo cual, no existe una recomendación terapéutica clara. El tratamiento de elección es la escisión quirúrgica (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Howard, 2003).

## **7.- *Geotrichum***

### **Generalidades**

Hay varios informes de su afección en serpientes y pitones (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

El *Geotrichum candidum* es un hongo filamentoso patógeno oportunista, con hifas que se fragmentan en cadenas de artrosporas rectangulares, sus colonias tienen una morfología similar a las levaduras (Jacobson, 2007; Quinn et al., 2005).

### **Patogenia**

Los hongos ganan acceso a los epitelios mediante la elaboración de enzimas como colagenasas, elastasas y proteasas, para posteriormente colonizar el epitelio y así establecer la infección (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

En serpientes las lesiones iniciales comienzan en la región alta del cuerpo entre las escamas ventrales adyacentes y progresan hasta involucrar las porciones distales de las escamas laterales y ventrales del cuerpo; dichas lesiones parecen costras que van de un color café a

amarillo dorado, son las mismas descritas que para los dermatofitos. Eventualmente las lesiones se vuelven necróticas (Ackerman, 1997; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Lesiones Macroscópicas**

*Geotrichum candidum* ha sido aislado de lesiones granulomatosas en pulmón de tortugas terrestres (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la identificación de las hifas características a partir de biopsias preparadas con tinciones específicas para hongos como Ácido Peryódico de Schiff (PAS), de Grocott (GMS, Metenamina de plata), y de Gridley (Argéntica) (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico Diferencial**

*Trichosporon* spp. y *Blastoschizomyces capitatus* que tienen una morfología similar pero sin ramificado dicotómico. Además tienen blastoconidias (Howard, 2003; <http://www.gefor.4t.com/hongos/geotrichumcandidum.html>).

### **Tratamiento**

Es el mismo que se describe para dermatofitos (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Siria et al., 2002).

## 8.- *Fusarium*

### Generalidades

La fusariosis afecta a la piel y cornea. *Fusarium* también se ha aislado de lesiones en el caparazón de tortugas terrestres; en especial *Fusarium semitectum* que causa necrosis de los escudos. *Fusarium oxysporum* se ha aislado del espéculo de una boa arcoíris (*Epicrates cenchria*) y fue tratada con una enucleación completa; mientras que *Fusarium oxysporum* y *Fusarium solani* provocan necrosis isquémica en serpientes. También infectan los huevos (Howard, 2003; Jacobson, 2007; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La hipovitaminosis A es un factor para que se presente una dermatomicosis en quelonios (Mader, 2006).

### Etiología

Son hongos anamorfos *Fusarium* se incluyen dentro de las hialohifomicosis, esto es, las causadas por hongos oportunistas que presentan hifas hialinas septadas, los conidióforos son simples o ramificados, sus fiálides son simples o ramificadas, a menudo finas y afiladas o con forma de botella, la mayoría de las especies producen varios tipos de conidias:

- *Fusarium solani*: Las microconidias son abundantes y ovoides, pueden tener un tabique con un tamaño entre los 8-16 x 2-4,5  $\mu\text{m}$  y son producidas en monofiálides alargadas y finas que miden de 40-80 x 2,5-3  $\mu\text{m}$ . Las monofiálides nacen lateralmente de la hifa y a veces son ramificadas; se afilan en la punta y presentan collaretes poco definidos. Las macroconidias, cuyo tamaño aproximado es de 28-65 x 4-6  $\mu\text{m}$ , se observan en menor cantidad que las microconidias y nacen de conidióforos cortos y ramificados que frecuentemente forman esporodoquias. Presentan entre tres y cinco tabiques y tienen forma de media luna, con la superficie ventral y dorsal paralelas en la mayor parte de su longitud. La célula apical es corta y redondeada y la célula basal redondeada o claramente con forma de pie. Las

clamidosporas son frecuentes, con una pared lisa o rugosa. Se observan aisladas o en parejas, terminales o intercalares y tienen un tamaño de 6-10  $\mu\text{m}$  de diámetro.

- *Fusarium oxysporum*: Las microconidias son ovoides o en forma de riñón, con un tamaño de 5-12 x 2,3-3,5  $\mu\text{m}$ , con uno o dos tabiques. Nacen de monofiálides laterales, cortas y anchas, afiladas hacia la punta, con collaretes poco definidos, solitarias o ramificadas. Las microconidias pueden formar masas (simulan cabezas) pero nunca cadenas. Las macroconidias tienen de uno a cinco septos. Su tamaño es de 23-54 x 3-4,5  $\mu\text{m}$ . Tienen forma de media luna, ligeramente curvadas, con pared fina y delicada. Su célula apical es afilada y la célula basal con forma de pie pero pueden tener ambos extremos afilados. En la mayoría de los cultivos las clamidosporas son abundantes, grandes, hialinas, de pared lisa o rugosa y pueden observarse aisladas o en parejas, intercalares o terminales (Howard, 2003; [http://www.seimc.org/control/revi\\_Mico/fusarium.htm](http://www.seimc.org/control/revi_Mico/fusarium.htm)).

## **Patogenia**

Los hongos ganan acceso a los epitelios mediante la elaboración de enzimas como colagenasas, elastasas y proteasas, para posteriormente colonizar el epitelio y así establecer la infección (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

En quelonios se observa una decoloración del caparazón la cual puede ir de focal a extensa, se presenta disqueratosis, necrosis de los escudos, úlceras y hoyos difusos o continuos a las lesiones. Las lesiones en el caparazón pueden ser extensas pero no hay diseminación hacia las vísceras. En serpientes hay lesiones en las escamas ventrales y laterales, las cuales parecen costras que van de un color café a amarillo dorado (Ackerman, 1997; Jacobson, 2007; Mader, 2006).

## **Lesiones Microscópicas**

El examen histopatológico del caparazón revela hiperqueratosis multifocal con una marcada queratolisis; las lesiones contienen conidias septadas características de *Fusarium* (Mader, 2006).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico de una infección fúngica en piel o en caparazón, se hace mediante un examen histopatológico, *Fusarium* es un género muy difícil de identificar, sobre todo en relación a la especie, y generalmente hay que recurrir a laboratorios especializados, se tiene que visualizar la macroconidia (Howard, 2003; Jacobson, 2007; Mader, 2006).

## **Tratamiento**

El itroconazol y el resto de los azoles debe de ser complementado con anfotericina B (0.5 mg/kg IV lento o PO o nebulizado con oxígeno, 2-3 veces al día) o se puede usar solo esta última (Frye, 1994; Howard, 2003).

## **3.- CANV**

### **Generalidades**

Al CANV (*Chrysosporium* anamorfo de *Nannizziopsis vriessii*) se le debe de prestar más atención ya que está emergiendo como la causa de severas dermatomicosis en reptiles del orden squamata, principalmente serpientes. El CANV representa a especies complejas las cuales pueden ser especie específicos (Jacobson, 2007; Mader, 2006).

Se han vuelto a analizar casos de squamatas diagnosticados con micosis por *Trichopyton*, *Chrysosporium* o *Geotrichum* entre otros, los cuales resultaron ser incorrectos y su estudio demostró que la infección era debida a CANV. También se ha demostrado que en la enfermedad conocida como “*yellow fungus disease*” (la cual afecta al dragón barbado), el

principal agente casual es el *CANV*. Con esto se demuestra que muchas infecciones micóticas son debidas a este hongo el cual ha sido pasado por alto o confundido con otros agentes micóticos (Jacobson, 2007).

### **Etiología**

Este hongo forma conidias sencillas, similares a las microconidias de los dermatofitos y artroconidias por fragmentación de las hifas, las cuales pueden confundirse con especies de *Chrysosporium* o con *Geotrichum*. Las características de crecimiento del *CANV* y su morfología han sido descritas recientemente, por lo que no se le encuentra todavía en libros (Mader, 2006).

### **Signos Clínicos**

La infección por estos hongos comienza como una infección cutánea caracterizada por pequeñas vesículas o bullas que colapsan y se incrustan volviéndose de un color café, estas vesículas pueden diseminarse llegando a un resultado fatal. Las lesiones también pueden verse como una hiperqueratosis con una subsecuente necrosis que expone la dermis (Jacobson, 2007; Mader, 2006).

### **Lesiones Microscópicas**

En algunos casos se observa una proliferación de hifas a través de la dermis y la musculatura, mientras que en otros casos las hifas provocan una respuesta granulomatosa (Jacobson, 2007).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la identificación de las hifas características en el tejido seccionado y el aislamiento por medios artificiales. Tinciones especiales son necesarias entre las que destacan el Ácido Peryódico de Schiff (PAS) donde las hifas se observan de color rosa mexicano, de Grocott (GMS, Metenamina de plata), y de Gridley (Argéntica), en estas

últimas las hifas se observan de color de negro (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico diferencial**

Se debe de diferenciar de lesiones por *Trichopyton*, *Chrysosporium* o *Geotrichum*, mediante la presencia de artroconidias (Jacobson, 2007; Mader, 2006).

### **Tratamiento**

Es el mismo que se describe para dermatofitos (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hirsh et al., 2004; Siria et al., 2002).

## **ENFERMEDADES VIRALES**

### **1.- Herpesvirus**

#### **Generalidades**

Son causantes de estomatitis ya sea solos o junto con iridovirus (en quelonios que conviven con anfibios portadores del virus); además de la estomatitis en tortugas terrestres, se ha asociado a enfermedad hepática, respiratoria y gastrointestinal afectando a tortugas juveniles o maduras (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

La infección inicial puede ser asociada con una enfermedad aguda local o generalizada; se cree que la infección por herpesvirus permanece latente en el SNC y otros tejidos después de una infección primaria; por lo que es común que se presente después de la hibernación ya que el animal se encuentra inmunosuprimido, con poca energía, esta deshidratado y en una temperatura ambiental poco propicia; por lo que una reinfección en animales que ya padecieron la enfermedad es muy probable (Hoff et al., 1984, Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Quinn et al., 2005).

## **Etiología**

Como miembro de la familia Herpesviridae el herpesvirus posee una doble cadena de ADN, es un virus envuelto y pleomórfico con una cápside icosaédrica y un tamaño entre los 120-200 nm. La mayoría de los herpesvirus son especie-específicos, pero pueden llegar a infectar otras especies (Hoff et al., 1984; Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **Transmisión**

Para los lagartos el contacto directo parece ser el mecanismo involucrado. Las secreciones respiratorias, las heces o la saliva contienen grandes cantidades del virus por lo que la falta de higiene y la sobrepoblación ayudan a la transmisión de la enfermedad (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

Entre animales acuáticos la muda de la piel lesionada contamina el agua lo que deja susceptible a la contaminación a animales que presentan heridas en piel (Hoff et al., 1984).

Los animales en condiciones de estrés (malnutrición, temperatura inadecuada, nuevos animales, temporada de apareo) pueden reactivar el virus y llevar a la enfermedad clínica, eliminando el virus al ambiente (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Patogenia**

Los herpesvirus penetran en las células mediante la fusión con la membrana plasmática; la difusión del virus dentro del animal es por contacto directo (célula a célula), por ende no hay viremia y se evaden los anticuerpos, así que aunque un animal haya formado anticuerpos la infección persiste. El virus se replica en el núcleo de la célula, la membrana del núcleo le sirve para formar su envoltura y se libera mediante exocitosis; la infección activa provoca la muerte de la célula (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Las iguanas verdes (*Iguana iguana*), infectadas presentan: anorexia, letargia, pérdida de la coloración verde brillante normal y linfocitosis (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

En tortugas terrestres se observó:: anorexia, letargia, regurgitación, deshidratación, inflamación edematosa en la parte ventral del cuello, membranas diftéricas amarillentas, disfagia, hipersalivación, exfoliación de la piel de la cabeza; descarga nasal y ocular que va de serosa a mucopurulenta; respiración laboriosa por la presencia de conjuntivitis, rinitis, faringitis, glositis, neumonía y abscesos faríngeos. Hay presencia de ataxia cuando el virus afecta el SNC (McArthur et al, 2004, Mader, 2006).

Los signos en tortugas acuáticas especialmente en tortugas de pantano del Pacífico (*Clemmys marmorata*), tortugas pintadas (*Chrysemys picta*) y tortugas mapa (*Graptemys* spp.) se caracterizan por el repentino comienzo de letargia, anorexia, debilidad muscular, anasarca (no siempre presente) petequias y equimosis debajo de las extremidades, cuello y plastrón; estos signos se presentan de una a dos semanas antes de la muerte del animal (Hoff et al., 1984, Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

Tienden a infectar el tejido linfático, células epiteliales o tejido nervioso por lo que a la necropsia se observan lesiones de tipo neoplásicas, hemorrágicas o necróticas en estos tejidos (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

En tortugas acuáticas el hígado se encuentra friable de color café verdoso con hepatomegalia y necrosis, los riñones están pálidos, el bazo congestionado y los pulmones edematosos. Mientras que en las tortugas terrestres se observan lesiones generalmente necrotizantes con ulceraciones en la mucosa del aparato respiratorio superior o tracto gastrointestinal (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otras lesiones observadas en quelonios, las cuales varían entre especies son: lesiones ulcerativas de la mucosa respiratoria y del tracto gastrointestinal, placas diftéricas con estomatitis y glositis necrotizante, bronquitis necrotizante, neumonía y enfisema, enteritis, hepatitis, degeneración grasa del hígado y atrofia serosa de la grasa. En boas y lagartos se observa necrosis del hígado y gastrointestinal (Mader, 2006).

### **Lesiones Microscópicas**

En el frotis sanguíneo se observa vacuolización eritrocítica y moderada linfocitosis; así como eosinopenia (Hoff et al., 1984).

En quelonios histológicamente se observan áreas difusas de epitelio necrosado infiltrado con células inflamatorias mixtas y bacterias particularmente gram negativos. Cuerpos de inclusión eosinofílicos intranucleares en células epiteliales en degeneración (lengua, esófago, mucosa palatina, intestinos, estomago, cloaca, hígado, alveolos, tráquea, bronquios, glomérulos, medula espinal, neuronas y células de la glía). En algunas tortugas terrestres se reporta lesiones linfoproliferativas en bazo e hígado (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

Las iguanas verdes (*Iguana iguana*) se han visto afectadas, por una severa hiperplasia linfoide esplénica e infiltración histiocítica linfoide en hígado, bazo, miocardio y medula ósea. En boas constrictores juveniles se observan cuerpos de inclusión intranucleares con degeneración grasa y necrosis hepática multifocal (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993)

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se hace mediante la identificación de los cuerpos de inclusión eosinofílicos intracelulares, seguido por la visualización de viriones intracelulares e intracitoplasmáticos por microscopía electrónica a partir de muestras frescas de fluidos de lesiones vesiculares, lavados traqueales, contenido intestinal o biopsias frescas de lesiones activas o mediante serología (Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía

No Convencionales, 2007; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El herpesvirus en la iguanas verdes (*Iguana iguana*), no induce títulos detectables de virus neutralización (Hoff et al., 1984).

Las dificultades para encontrar el virus en caso de asociación con estomatitis sugieren que el virus solo se encuentra presente de manera pasajera, aunque un muestreo incorrecto da falsos negativos (McArthur et al, 2004).

Aunque se hayan identificado los agentes virales no quiere decir que estos son la causa de cualquier enfermedad; ya que las partículas virales pueden aparecer como contaminantes, hallazgos incidentales o pueden ser atraídos a las lesiones de otros sitios del cuerpo; por lo que además del aislamiento se necesita la historia, signos clínicos, exámenes inmunohistoquímicos, de citología y de PCR. Se ha desarrollado una prueba de ELISA altamente sensitiva y específica para tortugas terrestres (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico Diferencial**

Diferenciar de otros agentes infecciosos como micoplasmosis, inmunosupresión, enfermedad metabólica, animales que ingirieron alimentos antes de entrar a hibernar, en boca heridas penetrantes por la comida, irritación local o laceraciones por químicos (McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

### **Tratamiento**

La terapia se centra en ayudar a las defensas del animal a lidiar con el agente, eliminar los factores estresantes que predisponen a las recaídas (optimizar el medio ambiente: luz, temperatura, fuentes de calor) junto con una apropiada nutrición. Se debe evitar el esparcimiento de la enfermedad aislando a los animales afectados, desinfectar

apropiadamente el vivario; así como los utensilios de limpieza, los cuales solo deberán usarse con los animales infectados (McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

El antiviral que ha demostrado tener buenos resultados es el aciclovir el cual se utiliza a una dosis de 30-80mg/kg 3 veces al día vía oral hasta que haya remisión de los signos y se puede usar en ungüento al 5% para tratar las lesiones en piel de una a dos veces al día; debido a que el aciclovir está asociado a daño renal debe de usarse con precaución (Frye, 1994; McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

Se proporciona una terapia fluidos para mantener una correcta hidratación (0.5%-2% del peso corporal en ml por día), junto con baños de inmersión a diario (McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

En casos de estomatitis se proporciona soporte nutricional con una mezcla líquida de Ensure diluida y el alimento que consume normalmente el animal a una cantidad de 3ml/100g/ día, el soporte nutricional termina hasta que el animal come por su cuenta (ver video alimentación con sonda en el CD) como es una condición dolorosa se administran analgésicos (McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

Los animales que presenten lesiones en tracto respiratorio responden bien al remover los restos caseosos, aumento de la humedad y nebulizaciones con antibióticos adecuados (Mader, 2006).

Se debe de prevenir una infección secundaria ya sea bacteriana o micótica mediante el uso de antibióticos y antifungales tópicos o sistémicos; los animales debilitados también se benefician de una desparasitación (McArthur et al, 2004; Mader, 2006).

### **Control y prevención**

Los herpesvirus son sensibles a los desinfectantes comunes, al calor (56°C por 5 a 10 minutos o 37°C durante 22 horas) y acidez (pH menor a 5). Para la desinfección se recomienda el uso de hipoclorito de sodio al 3% (Mader, 2006).

Los animales que están eliminando el virus así como aquellos que han estado expuestos al virus deben de mantenerse en aislamiento estricto. Antes de introducir a un nuevo individuo este deberá de pasar por una estricta cuarentena de al menos 6 meses de duración, tiempo en el cual se harán los respectivos estudios (Mader, 2006).

## **2.- Paramixovirus**

### **Generalidades**

Este virus se ha reportado en serpientes, afectando principalmente a pitones y crotálicos; aunque también se ha visto afectando a colúbridos, elápidos y boidos. La variación en la presentación de los reptiles afectados por paramixovirus puede deberse a la especificidad de especie o a la virulencia de la cepa teniendo un estricto rango de hospedadores (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007 Mader, 2006).

Un manejo inadecuado como las temperaturas subóptimas se espera debiliten el sistema inmune, lo que incrementa la severidad de la infección, así mismo las serpientes geriátricas son más susceptibles que las jóvenes, es común que se presente una neumonía secundaria bacteriana o fungal y una enteritis concomitante por adenovirus (Mader, 2006).

### **Etiología**

Este virus pertenece a la familia paramixoviridae los cuales son virus envueltos que varían en forma y tamaño, pudiendo ir desde los 150 a 300 nm; contienen una sola molécula de RNA; la nucleocápside de simetría helicoidal mide de 13-18nm de diámetro y posee un aspecto de espina de pescado (Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **Transmisión**

Se cree que la primera forma de infección es el contacto directo con secreciones respiratorias contaminadas con el virus; los factores estresantes hacen que se manifieste una infección subclínica (Ackerman, 1997; Mader, 2006).

## **Patogenia**

Este virus se replica en el citoplasma de las células infectadas dejando cuerpos de inclusión en este; estos cuerpos de inclusión también llegan a encontrarse en el núcleo y se liberan mediante gemación de la membrana plasmática, afectando al sistema respiratorio y nervioso (Ackerman, 1997; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos varían dependiendo de la etapa de la enfermedad; existen etapas hiperaguda y aguda, donde los signos clínicos se relacionan con afecciones respiratorias (descarga nasal, respiran por la boca, sonidos respiratorios, acumulación de detritus caseoso en cavidad oral; neumonía bacteriana o fungal recurrente, la cual no responde al tratamiento), digestivas (diarrea mucosa, heces malolientes, distensión intestinal y severas infecciones por protozoos) y a veces neurológicas (temblores de cabeza, opistótonos, están distraídos, pierden el reflejo de la propiocepción y presentan convulsiones dentro del primer a tercer día de la presentación de los signos respiratorios); presentan fiebre conductual. En la fase crónica la característica es el desgaste y la debilidad (emaciación, pérdida del tono muscular, apatía para moverse) aunque también presentan problemas respiratorios (neumonías caseosas) y neurológicos (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las infecciones agudas pueden resultar en la muerte del animal dentro de las 6-10 semanas post exposición. Se cree que el periodo de incubación puede ser mayor a 90 días (Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

Hay acumulación de detritus caseosos en la tráquea y cornetes nasales; a la necropsia los pulmones se encuentran edematosos con exudados hemorrágicos y con material caseoso. La neumonía hemorrágica con descarga sanguinolenta de la tráquea es una lesión común de la fase aguda de la enfermedad. Hay fluido en la cavidad celómica. Algunas serpientes presentan el páncreas agrandado (Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

A la necropsia se observan detritus caseosos en todo o casi todo el tracto respiratorio debido a la infección bacteriana secundaria (Ackerman, 1997).

## **Lesiones Microscópicas**

En los alveolos tipo II, se presentan infiltrados heterófilos y linfocitos y se pueden observar células sincitiales en algunos pacientes. Las células del epitelio respiratorio frecuentemente están hipertrofiadas con inclusiones intracitoplasmáticas eosinofílicas. El páncreas puede presentar necrosis de los ductos o hiperplasia de los ductos y células acinares con dilatación cística. En algunos casos se observan necrosis hepática, hepatitis piogranulomatosa y necrosis de los ductos biliares con fibrosis intestinal. Las lesiones neurológicas se caracterizan por una gliosis multifocal y manguitos perivasculares en el cerebro y degeneración globosa de las fibras de los axones en el tallo cerebral y medula espinal en su porción proximal (Ackerman, 1997; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico se realiza mediante la historia clínica, muestras de la cavidad oral, pulmón, páncreas y secreciones (citología, los tejidos deben ir fijados en formalina al 10% y si se prefiere transferirlos a etanol al 70%, dentro de las primeras 24 hrs.), métodos serológicos (inhibición de la hemoaglutinación, diagnóstico antemortem), inmunofluorescencia, PCR, tinciones con Giemsa muestran los cuerpos de inclusión. El hallazgo de cuerpos de

inclusión es presuntivo y se necesita encontrar las partículas virales para confirmar el diagnóstico mediante microscopía electrónica (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Tratamiento**

El pronóstico es grave y el tratamiento se limita al control de los signos clínicos; los pacientes deben de mantenerse aislados. Los temblores pueden ser controlados con diazepam 0.5 mg/kg IM o bajo anestesia general. Los cornetes nasales y la tráquea pueden descongestionarse mediante chorros de agua tibia y succión la atropina a dosis de 0.2 mg/kg SC ayuda a reducir las secreciones respiratorias. Se deben de tratar de manera adecuada las infecciones bacterianas o fungales secundarias. Una serpiente positiva que no ha excretado el virus y permanece clínicamente normal por más de un año tiene un buen pronóstico. Los métodos de prevención son la mejor propuesta (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006).

### **Prevención**

Se deben de hacer exámenes serológicos a todas las serpientes al inicio y al final de una cuarentena de 4 meses; el manejo de la humedad, la temperatura y calidad del aire deben de ser adecuados para reducir el estrés físico y social. El paramixovirus se inactiva rápidamente con el uso de hipoclorito de sodio al 3% o cuaternarios de amonio, el terrario debe de estar bien enjuagado antes de introducir al animal (Mader, 2006).

## **3.- Retrovirus**

### **Generalidades**

Se ha reconocido un retrovirus en serpientes miembros de la familia Boidae y Pythonidae principalmente Boas constrictoras y Pitón birmano; el cual ocasiona la enfermedad conocida como “Enfermedad de los cuerpos de inclusión”, que entre otras lesiones es causa

frecuente de neumonía. Se asocia con frecuencia a altas tasas de mortalidad y morbilidad, acercándose la mortalidad al 100% en serpientes jóvenes, en adultos la enfermedad solo es debilitante. La enfermedad es más rápida y severa en pitones (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

### **Etiología**

Son virus RNA lábiles envueltos con un tamaño de 80-100nm de diámetro, contiene 2 cadenas de RNA, una cápside icosaédrica rodea a la nucleocápside helicoidal (Hirsh et al., 2004; Quinn et al., 2005).

### **Transmisión**

La primera forma de infección es el contacto directo con secreciones respiratorias y excrementos contaminados con el virus, los factores estresantes hacen que se manifieste una infección subclínica, se cree que los ácaros también pueden estar involucrados en la transmisión en colecciones grandes. Los pitones muestran los signos clínicos en semanas mientras que las boas requieren de meses (Ackerman, 1997; Mader, 2006).

### **Patogenia**

Estos virus son difíciles de controlar ya que cambian rápidamente evitando los sistemas de defensa del hospedador o dañan el sistema inmune, ya que la transcriptasa inversa transcribe el RNA vírico en DNA en el citoplasma de la célula hospedadora formando provirus los cuales van a determinar las alteraciones celulares (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006, Quinn et al., 2005).

### **Signos clínicos**

La regurgitación es el signo más frecuente en boas con un lento progreso de los signos nerviosos los cuales empeoran del primer a segundo año; mientras que otras regurgitan la

comida parcialmente digerida y mueren dentro de unas semanas, en boidos jóvenes y maduros son más comunes las infecciones recurrentes o crónicas principalmente la neumonía. Las pitones presentan estomatitis y neumonía los cuales progresan rápidamente a signos nerviosos fatales (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

Las serpientes con un lento progreso de los signos nerviosos comienzan con la inhabilidad de atrapar y estrujar a su presa (parálisis flácida aguda); seguido por problemas de disecdisis (debido a la falta de movimientos refinados necesarios para una muda exitosa), temblores de cabeza, disminución de los movimientos linguales, anorexia, letargia, pérdida de peso y deshidratación mientras la enfermedad progresa el animal presenta reflejos lentos, inclinación de la cabeza con mirada a las estrellas, desorientación, ceguera, empiezan a rodar, pierden la habilidad de enderezarse, dependiendo de la especie esto puede llevar rápidamente a la muerte o persistir por 4-5 años (ver video en CD) (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

Como hay supresión del sistema inmune el animal queda susceptible a infecciones secundarias presentando principalmente estomatitis y neumonía (Ackerman, 1997).

### **Lesiones Macroscópicas**

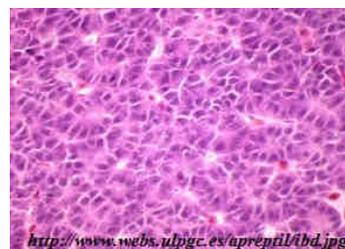
Granulomas en hígado, bazo, páncreas; se puede observar una dermatitis ulcerativa. En la forma crónica se puede observar fibrosis esplénica y pancreática, perdida de cuerpos grasos y de la masa muscular. Aparecen lesiones esofágicas en forma de nódulos blancos los cuales pueden estar hemorrágicos (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

## Lesiones Microscópicas

Cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos eosinófilos en epitelios de órganos viscerales, fundamentalmente en las células acinares del páncreas (ver Fig.67) y hepatocitos; así como células de la Elia, ependimales y neuronas (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

Otras lesiones vistas son lipidosis hepática, hepatitis periportal subaguda, neumonía intersticial, miocarditis subaguda, fibrosis esplénica, atrofia pancreática, espongiosis difusa y degeneración neuronal (Mader, 2006).

Fig.67. Cuerpos de inclusión intracitoplasmáticos en el páncreas de una boa



## Diagnóstico

El diagnóstico incluye historia clínica detallada, pruebas rutinarias de sangre, las cuales al inicio de la enfermedad muestran leucocitosis/ linfocitosis; para el momento en que avanza la enfermedad se muestra el fenómeno contrario, se observan alteraciones de la química sanguínea dependiendo de los órganos afectados, se recomienda la inmunohistoquímica y PCR de biopsias de hígado, riñón, tonsilas esofágicas y mucosa gástrica (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006).

## Tratamiento

La eliminación de los ácaros reduce el esparcimiento de la enfermedad; los antibióticos, la terapia de fluidos y una temperatura óptima ayuda a estabilizar a las serpientes con septicemia y neumonía; el diazepam a dosis de 0.5 mg/kg IM, ayuda a disminuir la frecuencia de los ataques (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006).

## **Control**

El control de los ácaros ayuda a reducir el esparcimiento de la enfermedad en colecciones grandes; además de la recomendación de NO mezclar boas con pitones; ya que las primeras actúan como portadores sanos (Mader, 2006).

## **4.- Adenovirus**

### **Generalidades**

Se cree que las infecciones por estos virus solo se encuentran en animales con problemas concomitantes o inmunosuprimidos. La morbilidad y mortalidad depende del hospedador y de la cepa infectante; las infecciones más comunes son las asintomáticas y la enfermedad solo es detectada hasta que el animal se encuentra inmunocomprometido. Este virus afecta principalmente a serpientes y lagartos juveniles (Mader, 2006).

### **Etiología**

Los adenovirus son virus que no están envueltos, tienen una forma icosaédrica compuesta de 252 capsómeros, presentan un diámetro entre los 70-90 nm y contienen solo una molécula lineal de ADN (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

### **Trasmisión**

Los adenovirus son bastante resistentes fuera del hospedador, por lo que es común su persistencia en el ambiente, así que la transmisión puede ocurrir por contacto indirecto con objetos contaminados o por heces y secreciones respiratorias de aves afectadas, también se sugiere la transmisión oro-fecal. Los adultos con una infección subclínica persistente pueden servir como reservorio y afectar a juveniles susceptibles. También se sospecha de transmisión vertical (Mader, 2006).

## **Patogenia**

La replicación del virus ocurre en núcleo de la célula donde las partículas virales se acumulan dando lugar a la formación de los cuerpos de inclusión intranucleares (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos se asocian a gastroenteritis, hepatitis, nefritis, neumonía y encefalitis. En serpientes la infección con adenovirus se ha asociado con una hepatitis o enfermedad gastrointestinal fatal en boidos y colúbridos (Mader, 2006).

En las boas se observa letargia, deshidratación, anorexia, dermatitis y una pobre respuesta a los antibióticos, también se ha visto que los animales mueren sin signos premonitorios o después de un corto periodo de signos neurológicos, dos semanas antes de los signos nerviosos pueden presentar regurgitación (Mader, 2006).

En lagartos se observa depresión, anorexia o inapetencia intermitente, paresia de las extremidades, seguidos de la muerte (Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

Las lesiones ocurren predominantemente en hígado y tracto gastrointestinal y se caracterizan por inflamación nuclear, degeneración globosa, necrosis de los tejidos afectados y hemorragias. En boas se presenta edema en el intestino delgado con exceso de moco en el lumen, congestión pulmonar e hígado agrandado y moteado (Mader, 2006).

## **Lesiones Microscópicas**

Se observan cuerpos de inclusión intranucleares basofílicos y eosinofílicos, una severa necrosis hepática de multifocal a coalescente con infiltración de células mononucleares y heterófilos; se han detectado cuerpos de inclusión en aquellos sitios descritos para

retrovirus: túbulo renales, mucosa gástrica y de la tráquea y pulmones (Ackerman, 1997; Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

Se diagnostica mediante una prueba con el ácido nucleico del adenovirus aviar; mediante el cual se detecta el DNA del adenovirus en los hepatocitos, células de Kupfer, células endoteliales y enterocitos; en estas mismas células se observan grandes cuerpos de inclusión basofílicos. Así mismo se pueden enviar biopsias de tejido hepático para diagnóstico antemortem aunque un resultado negativo no descarta la presencia de la infección (Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

### **Diagnóstico Diferencial**

Debe diferenciarse de otras enfermedades que produzcan regurgitación, diarrea o signos nerviosos (Mader, 2006).

### **Tratamiento**

El tratamiento no es específico solo se dan cuidados de soporte (disminución del estrés, proveer un gradiente óptimo de temperatura, una adecuada hidratación, alimentación asistida) y de acuerdo a la signología; así como la administración de antibióticos de amplio espectro para evitar infecciones bacterianas secundarias (Hirsh et al., 2004; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

## **5.- Arbovirus**

### **Generalidades**

El término arbovirus se ha usado para describir a los virus que son transmitidos por un vector artrópodo. La importancia de estos virus en reptiles tiene que ver con que actúan como reservorios para los Togavirus y Flavivirus los cuales causan encefalitis en humanos,

entre los cuales se encuentran la encefalitis equina del este y del oeste, encefalitis equina venezolana y la encefalitis del oeste del Nilo. Circulan todo el año en las regiones tropicales, pero en áreas templadas la actividad no es aparente pues los vectores cesan por algunos meses (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

### **Etiología**

La mayoría de los Arbovirus son de forma esférica, algunos tienen forma de bastón. Su tamaño varía entre 17-150nm y todos tienen un genoma de ARN (<http://es.wikipedia.org/wiki/Arbovirus>).

### **Transmisión**

Se transmiten por la mordedura de artrópodos chupadores de sangre infectados con el virus a un vertebrado susceptible. La mayoría de los vectores son mosquitos, garrapatas, flebótomos y jejenes (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Quinn et al., 2005).

### **Patogenia**

Se ha visto que la viremia es más notoria cuando la temperatura ambiental se eleva. Lo cual provee oportunidad al virus de infectar a los artrópodos cuando se alimentan de la sangre del reptil (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

### **Signos Clínicos**

La infección no ha demostrado ser detrimental para squamatas y quelonios (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

Aislamiento e identificación de arbovirus en tejidos específicos o fluidos del animal; por detección de anticuerpos en suero, PCR (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Tratamiento**

No está descrito puesto la infección no ha demostrado ser de importancia para los reptiles, pero si se debe de tener cuidado con los vectores ya que sirven como reservorios para estos virus que si afectan a los humanos (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Quinn et al., 2005)

Otros virus que afectan a los reptiles son: reovirus, poxvirus, iridovirus, parvovirus, (infección concomitante principalmente con adenovirus y herpesvirus).

## **ENFERMEDADES PARASITARIAS**

### **ENDOPARÁSITOS**

#### **a) PLATHELMINTOS**

Para ponerse en contacto con las fases infectantes de los plathelminetos; los reptiles tienen que pasar cierto tiempo en un ambiente acuático; ya que la mayoría de los hospedadores intermediarios obligados son acuáticos. Los hábitos alimenticios; también pueden aumentar o disminuir la probabilidad de exposición. Los plathelminetos adultos predominan en el canal alimenticio de la boca al recto, aunque generalmente están en el intestino grueso; también se pueden encontrar en los pulmones, conductos biliares, vesícula biliar y sistema urogenital (Hoff et al., 1984).

Los digenea se pueden encontrar en cualquier parte; sin embargo cada especie exhibe un marcado sitio de preferencia (ver tabla 19). Los cestodos y aspidogastrea raramente se encuentran fuera del intestino, los monogenea se llegan a presentar en cavidad oral o urinaria (Hoff et al., 1984).

**TABLA 19****Sitios del Cuerpo Habitados por Plathelminfos de acuerdo al Hospedador**

Sitio del cuerpo	Quelonios	Saurios	Ofidios
Cavidad bucal	x	x	x
Esófago			x
Estomago	x		
Intestino Delgado	x	x	x
Vesícula biliar/ ductos biliares	x	x	x
Intestino Grueso			
Recto	x		x
Pulmones	x		x
Vejiga urinaria/túbulos renales	x		x
Oviductos	x		x
Sistema Circulatorio	x		
Cavidades Corporales	x		
Mesenterios (larvas)	x	x	x
Órganos parenquimatosos (larvas)	x	x	x
Musculatura (larvas)	x	x	x

(Hoff et al., 1984).

## 1.- TREMATODOS

### Generalidades

La vasta mayoría de estos parásitos parecen no tener significado clínico para reptiles; solo hay informes de trematodos asociados con infecciones, entre los que se encuentran spirochidos, reníferos, y *Styphlodora* (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los *monogeneas* (ciclo de vida directo) habitan la nasofaringe o vejiga urinaria de los reptiles mientras que los *digeneas* (ciclo de vida indirecto) habitan una variedad de órganos internos y los *aspidogastrea* (ciclo de vida indirecto) habitan el tracto digestivo de tortugas acuáticas (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

Los granulomas son asociados con trematodos durante las migraciones viscerales, haciendo al animal susceptible a infecciones (McArthur et al, 2004).

En tortugas terrestres el hallazgo de huevos de trematodos no es más que un hallazgo incidental (McArthur et al, 2004).

### **1.1.- *Spirorchidae***

#### **Generalidades**

Los adultos de esta familia habitan comúnmente el sistema circulatorio de las tortugas. (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

#### **Etiología**

Los *Spirorchidae* son trematodos pertenecientes al género *digeneas*, es decir presentan un ciclo de vida indirecto; por lo que requieren de hospedadores intermediarios (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

#### **Transmisión**

Las tortugas acuáticas son susceptibles a la infección de larvas infectantes de *Spirorchiid* en estadio libre (Hoff et al., 1984).

#### **Patogenia**

Los trematodos adultos provocan leves lesiones focales de hiperplasia endotelial, que no tienen gran relevancia clínica; mientras que cuando liberan huevos al sistema circulatorio generalmente quedan atrapados en las arteriolas; donde desencadenan una intensa inflamación granulomatosa como respuesta (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

La mayoría de estas parasitosis no muestran signos clínicos o su signología no es bien conocida, la literatura menciona que los adultos o huevos de estos trematodos pueden liberarse en el sistema vascular dando como resultado una trombosis e infarto del caparazón, los cuales pueden acompañarse por edema de los miembros (Ackerman, 1997; Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico**

Mediante un examen coproparasitoscópico se observan los huevos los cuales poseen un color naranja o amarillo, su cubierta es delgada y poseen un opérculo, se pueden observar los miracidios dentro del huevo; pero en la mayoría de los casos el diagnóstico es postmortem (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Algunos autores mencionan que no hay un tratamiento óptimo conocido, mientras que otra literatura recomienda el praziquantel vía oral o intramuscular a una dosis de 7-8 mg/kg o incluso hasta 20 mg/kg repitiendo a las 2 y 4 semanas (Ackerman, 1997; Frye, 1994; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2007).

## **1.2.- Reníferos**

### **Generalidades**

Son trematodos que invaden la cavidad oral de una gran variedad de serpientes. Se han encontrado infecciones secundarias de bacterias gram negativas asociadas con estos parásitos (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Entre los reníferos que afectan frecuentemente a serpientes se encuentran: *Dasymetra*, *Zeugorchis*, *Ochetosoma* y *Stomatrema* (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los hospedadores intermediarios incluyen caracoles y anfibios; en animales cautivos la enfermedad es autolimitante (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

Los parásitos adultos producen huevos, los cuales son deglutidos y llegan hasta las heces; sin embargo parte de estos huevos pueden tener acceso a la tráquea por lo que pueden encontrarse parásitos adultos en esta zona (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Patogenia**

Los adultos generalmente se encuentran dentro del pulmón o pulmones de la serpiente y producen lesiones ulcerativas focales en las áreas donde se unen al tejido (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

La mayoría de estas parasitosis no muestran signos clínicos o su signología no es bien conocida (Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico**

Los huevos son de color amarillo-anaranjado y pueden observarse en lavados pulmonares o en un examen coproparasitológico directo o por sedimentación. En la mayoría de los casos

el diagnóstico es postmortem (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

No hay un tratamiento seguro y exitoso para reptiles. El tetracloretileno a dosis de 0.2 ml/kg de peso vivo, en serpientes de agua (*Natrix spideon*), tiene efectos hepatotóxicos por lo que su uso es limitado; otra literatura recomienda el praziquantel vía oral o intramuscular a una dosis de 7-8 mg/kg repitiendo a las 2 y 4 semanas (Frye, 1994; McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **1.3.- *Styphlodora***

#### **Generalidades**

La mayoría de infecciones en serpientes cautivas son subclínicas y no son diagnosticadas o se reportan como hallazgos a la necropsia (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

#### **Etiología**

Los *Styphlodora* son trematodos de ciclo de vida indirecto, que afectan a las serpientes, los huevos liberados por el hospedador definitivo contienen miriacidios, que infectan al caracol acuático, para posteriormente convertirse en cercarías y liberarse hasta encontrar un renacuajo y convertirse en metacercaria y desenquistar cuando el renacuajo es ingerido por la serpiente yendo a parasitar el sistema urinario (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Signos Clínicos**

La mayoría de estas parasitosis no muestran signos clínicos o su signología no es bien conocida (Siria et al., 2007).

## **Lesiones Macroscópicas**

Se han encontrado trematodos adultos dentro de los túbulos renales en su porción terminal, así como en uréteres de varias especies de serpientes (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Microscópicas**

En infecciones severas los cambios patológicos reportados incluyen dilatación tubular renal, oclusión de los túbulos por detritus celulares y nefritis intersticial crónica (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

Se hace por la demostración de parásitos adultos y/o sus huevos en el tejido renal o uréteres. Los huevos tienen un color amarillo brillante y poseen un tenue opérculo; pero en la mayoría de los casos el diagnóstico es postmortem (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Algunos autores mencionan que no se ha encontrado un tratamiento para las infecciones por *Styphlodora*, mientras otra literatura recomienda el praziquantel vía oral o intramuscular a una dosis de 7-8 mg/kg repitiendo a las 2 y 4 semanas (Frye, 1994; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## 2.- CESTODOS

### Generalidades

Las parasitaciones por cestodos ocurren en menor grado que aquellas por nematodos. Los reptiles actúan tanto como hospedadores definitivos como intermediarios. Los órdenes de gran importancia clínica para reptiles son: *Pseudophyllidea*, *Mesocestoidea* y *Proteocephalidea* (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las tenias más significativas incluyen *Bothridium*, *Bothriocephalus* y *Spirometra*. Los adultos de los primeros 2 parásitos comúnmente infectan el intestino de pitones; aunque la mayoría de las infecciones en pitones cautivas son subclínicas; *Bothridium sp.* Infecta a las pitones verde arborícolas (*Chondropython viridis*) y ha sido asociada con enteritis crónica leve (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las serpientes no son hospedadores intermediarios comunes para *Spirometra* y cuando se llegan a presentar se encuentran en tejido subcutáneo (en forma de nódulos; en los cuales pueden ser vistos las larvas después de la escisión quirúrgica del nódulo) o vísceras (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Lagartos y serpientes actúan como hospedadores para el género *Mesocestoides* y como en *Spirometra*, los animales presentan nódulos subcutáneos que albergan los parásitos. En animales con infecciones severas, se pueden observar cientos de larvas enquistadas, a través del mesenterio celómico; las larvas también se encuentran en órganos viscerales, particularmente hígado y páncreas (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El género *Ophiotaenia* es el miembro más significativo del orden *Proteocephalidea*. Las serpientes sirven como hospedadores definitivos, con las ranas actuando como hospedadores intermediarios (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los cestodos parecen no ser muy comunes en quelonios, *Ophiotaenia* ocurre muy raramente en tortugas acuáticas; se han observado más comúnmente *Glossocercus* y *Bancroftiella* (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Los órdenes de gran importancia clínica para reptiles son: *Pseudophyllidea*, *Mesocestoidea* y *Proteocephalidea*. Las tenias más significativas incluyen *Bothridium*, *Bothriocephalus* y *Spirometra*. El género *Ophiotaenia* es el miembro más significativo del orden *Proteocephalidea*; sirviendo las serpientes como hospedadores definitivos (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Transmisión**

Se lleva a cabo al ingerir los huevos del parásito (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

Se localizan quistes de *Sparganus sp.* en la musculatura o en el tejidos subcutáneo y su extracción es posible tras la incisión de los mismos. En las infecciones por *Proteocephalidea*, en la mayoría de los casos la infección es subclínica. *Glossocercus* y *Bancroftiella* los cuales infectan a quelonios no se ha visto que produzcan efectos patogénicos (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico antemortem depende de la demostración de los parásitos adultos y/o huevos en las heces. Los huevos contienen las oncosferas que pueden observarse en sedimentos fecales o frotis directos; aunque el diagnóstico es complicado, ya que estas parasitosis casi siempre son asintomáticas y en ocasiones hallazgos a la necropsia. Los quistes viscerales

producidos por las larvas de mesocestoides pueden ser detectados por ecografía o mediante laparoscopia (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

No se ha encontrado tratamiento efectivo contra las larvas de cestodos migrantes. Para las tenias dentro del tracto intestinal, la literatura menciona que las drogas de elección son niclosamida a dosis de 150mg/kg de peso corporal vía oral y bunamidina a dosis de 50 mg/kg de peso corporal vía oral; sin embargo la última se encuentra retirada del mercado (Frye, 1994; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otro tratamiento es el prazicuantel a dosis de 3.5 mg/kg/14 días 2 aplicaciones vía subcutánea en saurios y 8 mg/kg/14 días 2 aplicaciones vía subcutánea o intramuscular en ofidios. Sin embargo este tratamiento no es efectivo para eliminar los quistes de *Mesocestoiodes* y *Sparganus sp.* En la literatura también se recomienda la combinación de Febantel/Prazicuantel 580 mg/kg vía oral diario por 3 días consecutivos (Frye, 1994; Siria et al., 2007).

## **b) NEMATHELMINTOS**

### **1.- NEMATODOS**

#### **1.1.- Ascaridos**

#### **Generalidades**

Los nematodos ascaridos están dispersos ampliamente entre reptiles depredadores como las serpientes; aunque también se encuentran en quelonios (Hoff et al., 1984).

## Etiología

El género de los ascaridos cae en 2 familias, la familia Ascaridae los cuales parasitan a la mayoría de los reptiles terrestres y de agua dulce y la familia Anisakidae que parasitan a los reptiles marinos. Son nematodos de gran tamaño, llegando a alcanzar los 20 cm de longitud (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

Tienden a tener un hospedador en particular. Ej. *Ophidascaris* y *Polydelphis* solo se ha colectando en serpientes; siendo el primero el helminto más importante para serpientes. *Sulcascaris* y *Angusticaecum* solo se han colectado en quelonios (ver Fig.68); sin embargo también existen géneros de áscaris que son poliespecíficos y parasitan reptiles de distintos órdenes como es el caso de los géneros *Goezia*, *Orneoascaris*, *Terranova* (ver tabla 20) (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

**TABLA 20**

### Familias de Ascaridos y sus Hospedadores

#### Familia Ascaridinae

<i>Ophidascaris</i>	Serpientes
<i>Travassoascaris</i>	Serpientes
<i>Angusticaecum</i>	Tortugas terrestres
<i>Polidelphis</i>	Serpientes
<i>Hexametra</i>	Serpientes/Lagartos
<i>Sulcascaris</i> spp	Tortugas acuáticas

#### Familia Heterocheilinae

<i>Krefftasaris</i>	Tortugas acuáticas
---------------------	--------------------

#### Familia Contraeaeinae

<i>Contraeaeum</i>	Tortugas acuáticas ocasionalmente
--------------------	-----------------------------------

#### Familia Anisakinae

<i>Terranova</i>	Serpientes Acuáticas
------------------	----------------------

(Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).



Fig. 68. Izq. Parasitación por *Ophidascaris* en el estómago de una víbora. Der. *Angusticaecum* en el estómago de una tortuga terrestre.

### **Transmisión**

Los huevos embrionados son excretados en las heces del hospedador; después se formara una larva; siendo su estadio 3 la fase infectante. En algunas especies, especialmente en aquellos hospedadores acuáticos, los huevos rompen espontáneamente; pero usualmente la eclosión, no ocurre hasta que el huevo es deglutido. Entre los ascaridos de reptiles terrestres se ha observado que utilizan serpientes como hospedadores definitivos y como hospedadores intermediarios a ranas, lagartos o mamíferos (Hoff et al., 1984).

En los ascaridos de reptiles acuáticos, el desarrollo puede ocurrir en crustáceos, moluscos o pescados. En algunas instancias 2 hospedadores intermediarios pueden estar involucrados. La infección ocurre por la ingestión de huevos con larva; la cuales continúan su desarrollo en los pulmones y terminan en el tracto digestivo (Hoff et al., 1984).

### **Patogenia**

Los nematodos adultos se encuentran con la parte anterior del cuerpo profundamente anclada a la mucosa del esófago, estómago e intestino delgado. Los gusanos no se alimentan en este sitio, pero se anclan cuando no hay comida. Cuando el gusano es extraído, deja un cráter con un túnel hecho de tejido conectivo infiltrado con leucocitos eosinófilos extendidos dentro de la submucosa. En algunas instancias muchos gusanos pueden incrustarse juntos, formando algo parecido a un tumor granulomatoso. Algunas veces las masas nodulares pueden ser palpadas en las serpientes (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

Puede presentarse un bloqueo en el tracto digestivo por una gran masa de gusanos. Esto ocurre especialmente cuando hay presencia de gusanos muertos en el intestino grueso, debido al tratamiento antihelmíntico. Otros órganos también puede verse obstruidos especialmente en serpientes como resultado de estadios inmaduros de *Ophidiascaris spp.*, en migración. El tercer estadio larvario puede encontrarse invadiendo corazón, grandes vasos sanguíneos o pulmones y cavidades corporales, cuando son ingeridos antes de su siguiente muda (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

La signología depende de varios factores, como la carga parasitaria y el tamaño de los nematodos en relación al hospedador; esto último en situaciones donde la comida es escasa y una pesada infección prevalece, asegurando la privación de algún nutrimento, así mismo la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

La mayoría de los casos de ascaridiasis son subclínicas, en otros casos los signos clínicos no son específicos y son resultado de la perforación intestinal o de la migración larvaria; así como de la infección por bacterias diseminadas por la larva migrante. En infecciones severas las serpientes pueden exhibir regurgitación postprandial (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Puede presentarse un bloqueo en el tracto digestivo por una gran masa de gusanos. Esto ocurre especialmente cuando hay presencia de gusanos muertos en el intestino grueso, debido al tratamiento antihelmíntico. Otros órganos también puede verse obstruidos especialmente en serpientes como resultado de estadios inmaduros de *Ophidiascaris spp.*, en migración (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

En casos donde el peritoneo ha sido perforado y hay comunicación entre los túneles de la cavidad corporal y el lumen del estómago, hay presencia de infección bacteriana secundaria con exudado caseoso purulento. Dichas lesiones pueden sanar y producir nódulos cretosos blancos de formas tortuosas (Hoff et al., 1984).

El tercer estadio larvario puede encontrarse invadiendo corazón, grandes vasos sanguíneos o pulmones y cavidades corporales, cuando son ingeridos antes de su siguiente muda (Hoff et al., 1984).

La presencia de larvas en pulmones causa una severa inflamación y hemorragia y en estados tardíos aparecen nódulos con un pus amarillo caseoso (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

En ofidios, saurios y quelonios, la identificación de las larvas y/o huevos se hace mediante flotación fecal, sedimentación o mediante lavados de estómago (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Como los reptiles en cautiverio soportan un mayor o menor grado de estrés inherente al propio hecho del cautiverio, tarde o temprano pueden desarrollar una signología que llegue a poner en peligro la vida del animal. Por lo que se recomienda instaurar un tratamiento tan pronto se detecte la presencia de parásitos; en especial en las crías (Beyon y Cooper, 1999; Siria et al., 2007).

Las drogas de elección se muestran en la siguiente tabla:

**TABLA 21****Tratamientos recomendados para ascaridos**

Droga de elección	Mebendazol	Tiabendazol	Febendazol	Oxfendazol	Albendazol	Pirantel	Ivermectina NO en quelonios
Protocolo 1	20-25mg/kg de peso corporal, vía oral, una sola dosis que se repite en 2-3 semanas.	50 mg/kg de peso corporal, vía oral, una sola dosis que se repite en 2-3 semanas.	50-100 mg/kg de peso corporal, vía oral, una sola dosis que se repite en 2-3 semanas. Aplicando al menos 3 dosis. Contraindicado en anorexia	66 mg/kg de peso corporal, vía oral, repetir en 2-3 semanas o como se requiera, en una suspensión de 2.5 %. En tortugas con un peso inferior a 150 g, la dosis mínima es de 1 ml (22.6mg).	Menos eficaz; las especificaciones son las mismas que para el oxfendazol	5 mg/kg vía oral, la dosis se repite en 2 semanas	200 mcg/kg cada 14 días, 2 dosis vía IM.
Protocolo 2	100mg/kg/ 14 días vía oral; aplicando al menos 3 dosis			66 mg/kg/ 14 días vía oral; aplicando al menos 3 dosis			0.02 ml/kg cada 14 días, 2 dosis vía oral

(Frye, 1994; Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Deberá recordarse que el tiempo de transito de los medicamentos y alimentos en quelonios adultos puede ser de hasta 28 días (McArthur et al, 2004).

Retirar los huevos y formas larvarias del ambiente mediante desinfección del terrario y tener cuidado con los hospedadores intermediarios (roedores, insectos) para evitar reinfecciones (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **1.2.- Oxiuros**

### **Generalidades**

Los oxiuros son parásitos comunes en quelonios, saurios y algunos ofidios (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

### **Etiología**

Son gusanos cilíndricos con un ciclo de vida directo se localizan en el intestino grueso y la cloaca y parecen ser especie específicos. En la actualidad se conocen unas 100 especies las cuales presentan especificidad de especie (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

### **Transmisión**

Se lleva a cabo tras la ingestión del huevo conteniendo la larva-1, la cual se libera en el estomago y migra hacia el colón y la cloaca (Siria et al., 2007).

### **Patogenia**

Cuando el número de estos parásitos son moderados ayudan a romper las masas de heces fecales evitando la constipación; sin embargo cuando hay una infestación debilitan al animal y exacerban los problemas concurrentes (McArthur et al, 2004).

En ocasiones forman madejas en el intestino grueso, provocando una obstrucción intestinal (Siria et al., 2007).

### **Signos Clínicos**

La signología de las parasitaciones por nematodos depende de varios factores, como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007)

Los animales afectados son generalmente asintomáticos, los animales altamente parasitados son propensos a una anorexia post-hibernación fatal, así mismo presentan anorexia y pueden sufrir de obstrucción (McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico**

Se hace mediante la identificación de los huevos en las heces fecales; los huevos presentan una variada morfología, la mayoría son asimétricos pero en algunas especies son de forma oval o elongada. Los adultos son pequeños, pero se ven a simple vista (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

El tratamiento es el mismo que se menciona para los ascaridos. Si después del tratamiento oral todavía se encuentran parásitos adultos, se puede administrar febendazol por vía cloacal a una dosis de 100 mg/kg; lo que da como resultado flotaciones fecales limpias incluso dentro de las 2 a 4 semanas posteriores. La higiene del ambiente es importante para evitar re infecciones (McArthur et al, 2004).

## **1.3.- Estrongilos**

### **Generalidades**

Los estrongilos más significativos para los reptiles son el *Kalicephalus* y el *Diaphanocephalus*. Parasitan principalmente a serpientes, ocasionalmente a algunos saurios y muy raramente en quelonios (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

*Kalicephalus* es un nematodo pequeño que comúnmente se encuentra en el tracto intestinal; tiene un ciclo de vida directo (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

La transmisión; es resultado de la ingestión de la larva o por penetración de la piel por parte de esta. (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Patogenia**

Se alojan a lo largo de todo el tracto intestinal, se alimentan de la sangre del hospedador, por lo que las lesiones más frecuentes son ulceraciones de la mucosa gastrointestinal (Siria et al., 2007).

## **Signos Clínicos**

La signología de las parasitaciones por nematodos depende de varios factores, como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007)

Aunque la mayoría de las infecciones no son diagnosticadas; los signos que se observan en serpientes con fuertes infecciones son anorexia, debilidad, letargia y muerte. Los strongilos pueden causar descarga nasal en quelonios, por esta razón cualquier animal con descarga nasal debe de recibir un examen coproparasitoscópico (Wissman M. A., 2003; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

Las lesiones gastrointestinales incluyen hemorragias, erosiones y úlceras en la mucosa (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

Se hace mediante la observación de los huevos en las heces, los cuales poseen una pared delgada; y excepto por que son ligeramente más pequeños son prácticamente indistinguibles de los huevos de gusanos pulmonares; los huevos pueden estar larvados al momento de que las heces son expulsadas (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Mebendazol vía oral a dosis de 20-25mg/kg de peso corporal y tiabendazole a 50 mg/kg también vía oral; ambos en una sola dosis que se repite en 2 semanas (Frye, 1994; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **1.4.- Gusanos Pulmonares**

### **Generalidades**

Aunque el parasitismo por gusanos pulmonares se ha reportado en reptiles de todo el mundo, los lagartos y las serpientes en especial la familia Colubridae, parecen ser el grupo más importante de hospedadores (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Los nematodos de la familia *Rhabdiasidae* se han incriminado como causa significativa de enfermedad respiratoria entre los que se encuentran *Acanthorhabdias* y *Entonelos* (Hoff et al., 1984).

El ciclo de vida incluye fases de vida libre y fases parasitarias. La hembra puede ser partenogénica o hermafrodita (Hoff et al., 1984).

## **Transmisión**

Los huevos embrionados puestos en el pulmón son llevados al tracto respiratorio superior de ahí a la cavidad oral donde son deglutidos. El desarrollo se lleva a cabo en el tracto gastrointestinal y las larvas pasan a las heces, las cuales pueden ser infectantes directamente o convertirse en machos y hembras de vida libre. La larva infectante entra al ser deglutida o por penetración de la piel y finalmente migra (Hoff et al., 1984).

## **Signos Clínicos**

La signología de las parasitaciones por nematodos depende de varios factores, como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007)

Los signos clínicos de infección por gusanos pulmonares son similares a otras enfermedades respiratorias en serpientes e incluyen anorexia, boca abierta o respiración laboriosa, sonidos respiratorios, crepitación, burbujas o exudado de la glotis y movimiento gular exagerado. El exudado del sistema respiratorio puede ser expelido a las narinas (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

En las serpientes el parásito produce una reacción sustancialmente inflamatoria. Las lesiones han sido descritas como aquellas de la neumonía verminosa con bastantes áreas de consolidación. También se ha reportado neumonía, con un prominente proceso granulomatoso. Un exudado gris pegajoso es producido frecuentemente; conteniendo huevos embrionados y larvas, visibles microscópicamente. Bronquiolos y alvéolos pueden estar ocluidos con gusanos adultos. Una neumonía bacteriana secundaria, frecuentemente acompaña la infección parasitaria (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

Está basado en encontrar huevos embrionados y/o larvas en el tracto respiratorio, de los exudados, lavado traqueal o bronquial o directamente del exudado de las narinas. Los huevos de *Rhabdiasidos* y larvas, también son vistos en heces (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico Diferencial**

Los huevos de *Rhabdiasidos* y larvas pueden confundirse con huevos y larvas de *Strongyloides* (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Dar levamisol a una dosis de 5-10mg/kg intracelomicamente, con un segundo tratamiento 2 semanas después. Si hay infección bacteriana concomitante, se administran antibióticos de amplio espectro inyectados (Frye, 1994; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## 1.5.- Filarias

### Generalidades

Los gusanos filaroides de reptiles, tienen 2 familias. Un solo género *Hastospiculum*, representa a los *Diplotriaeidae*; estos producen huevos embrionados que pasan por el tracto digestivo del hospedador intermediario (artrópodo) para ser ingerido de vuelta por el hospedador definitivo. Los géneros son vivíparos y producen larvas microfilarias en el torrente sanguíneo o subcutáneamente (Hoff et al., 1984).

### Etiología

Los gusanos filaroides de reptiles, se conocen en 2 familias. Un solo género *Hastospiculum*, representa a los *Diplotriaeidae* en reptiles. Estos son ovíparos y producen huevos embrionados que pasan por el tracto digestivo del hospedador intermediario (artrópodo) para ser ingerido de vuelta por el hospedador definitivo. Los géneros restantes encontrados en reptiles son vivíparos y producen larvas microfilarias en el torrente sanguíneo o subcutáneamente (Hoff et al., 1984).

Las especies restantes pertenecen a 5 subfamilias de la familia *Onchocercidae*: *Onchocercinae* (*Macdonaldius*, *Befilaria*, *Dirofilarinae* (*foleyella*), *Splendidofilarinae* (*Splendidofilaria*, *Cardianema*, *Thamugadia*, *Pseudothamugadia*, *Madathamugadia*, *Brygoofilaria*); *Oswaldofilarinae* (*Pirotuba*, *Solafilaria*, *Oswaldofilaria*, *Conspiculum*); *Eufilarinae* (*Saurosistus*). La patogenicidad se ha descrito para 3 filarias: *M. oschei*, *M. seetae* y *M. colimensis* (ver tabla 22) (Hoff et al., 1984).

**TABLA 22**

**Distribución geográfica de las especies de Filarias en América**

<b>Distribución Geográfica</b>	<b>Familia de Reptiles</b>	<b>Especie de Filaria</b>
Norte América	<i>Emydidae</i>	<i>Cardianema cistudinis</i>
	<i>Boidae</i>	<i>Macdonaldius oschei</i>
		<i>M. colimensis</i>
	<i>Colubridae</i>	<i>M. oschei</i>
		<i>M. seetae</i>
		<i>M. colimensis</i>
		<i>M. oschei</i>
	<i>Viperidae</i>	<i>M. oschei</i>
	<i>Iguanidae</i>	<i>M. grassi</i>
	Sudamérica	<i>Boidae</i>
<i>Hastopiculum oncocercum</i>		
<i>Viperidae</i>		<i>H. oncocercum</i>
<i>Colubridae</i>		<i>M. carinii</i>
		<i>H. digicaudatum</i>
<i>Iguanidae</i>	<i>O. brevicaudata</i>	

(Hoff et al., 1984).

**Transmisión**

Cuando el artrópodo (vector) se alimenta de un reptil infectado, las microfilarias en la sangre circulantes son ingeridas; las microfilarias que están envueltas rápidamente escapan de sus cubiertas en el intestino del vector, las que no se desenvuelven penetran la pared del intestino y buscan otros sitios para su desarrollo (Hoff et al., 1984).

El tercer estadio larvario es la fase infectante. Entonces dejan su sitio de desarrollo migrando a las proximidades de la boca del hospedador (Hoff et al., 1984).

Los vectores pueden ser mosquitos (*Culex* y *Anophelles*); garrapatas (*Ixodidae* y *Argasidae*), flebotomidos como la mosca de arena (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984).

**Patogenia**

Las filariasis se desarrolla en el reptil hospedador, seguido de la introducción de la larva 3 por la mordida del vector; dependiendo de la especie es el sitio de desarrollo y puede ser subcutánea, en los sinusoides hepáticos, en las cámaras del corazón, en los vasos mayores

(colúbridos y vipéridos de México), en el mesenterio intestinal (pitones) o simplemente en la cavidad celómica (Hoff et al., 1984).

Los adultos copulan y producen larvas vivas, microfilarias o huevos embrionados dependiendo la especie. La maduración puede tomar varios meses y una vez establecida la infección persiste por largos periodos. Las filarias que se mueren se calcifican en el sitio de desarrollo y mientras están vivas provocan una respuesta inflamatoria granulomatosa que desarrolla un aneurisma (Hoff et al., 1984).

Los adultos de *M. oschei* y *M. colimensis* se han encontrado en las venas porta renales y en la cava posterior; *M. seetae* se ha encontrado en la vena porta (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

La signología de las parasitaciones por nematodos depende de varios factores, como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

*M. oschei* en *Python reticulatus* y *P. molurus* se asocian a lesiones dermales extensas, donde la piel esta erosionada. Los gusanos adultos están presentes en grandes números en arterias carótidas y mesentéricas; así como vasos linfáticos y debido a la oclusión de estos se ven severas necrosis en la dermis (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984).

Las infecciones filáricas son comunes en boidos, colúbridos y vipéridos en las cercanías del estado de Colima; aunque ninguna de ellas mostro lesiones en piel a pesar de la evidencia de infección (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

A la necropsia las filarias adultas se encuentran en tejido subcutáneo, libres en la cavidad celómica, en la cámara anterior del ojo, en el interior de grandes vasos principalmente vena cava caudal y sistema porta-renal (Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico**

Se hace al detectar las microfilarias en laminillas frescas o teñidas en un frotis sanguíneo. El diagnóstico de la especie es mediante la morfología de los adultos (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Se puede utilizar la ivermectina a dosis de 200mg/kg. Las filarias que se localizan en el tejido subcutáneo suelen producir nodulaciones en la piel las cuales pueden eliminarse realizando una pequeña incisión (recordar que la ivermectina es fatal en quelonios) (Siria et al., 2007).

Posiblemente la droga antifilarica para mamíferos sea de utilidad (dietilcarbamazina); pero la dosis no se ha establecido. Infecciones de filariasis extremadamente altas tal vez sea mejor no tratarlas para evitar el riesgo de un desenlace fatal. El tratamiento por largos periodos, ayuda a prevenir la muerte por los productos en descomposición (Hoff et al., 1984).

*M. oschei* puede ser eliminado manteniendo a las serpientes en un ambiente con temperaturas entre los 35-37°C por 24-48 horas; con un monitoreo cercano de la serpiente; ya que para muchas especies este rango de temperaturas se encuentra cerca de su temperatura letal máxima (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

Se establece mediante la frecuente inspección de los reptiles para la búsqueda de ectoparásitos, removiéndolos cuando se encuentren y manteniendo a los especímenes en hábitats limpios y protegidos apropiadamente en contra de artrópodos voladores (Hoff et al., 1984).

## **1.6.- *Protractis***

### **Generalidades**

Este nematodo se caracteriza por ser específico de los quelonios (Hoff et al., 1984; McArthur et al., 2004; Siria et al., 2007; <http://si-pddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/4294/1/Montali1987.pdf>).

### **Etiología**

Es un parásito vivíparo inusual de ciclo de vida directo similar al del oxiuro, se localiza en el ciego y colón; puede haber una infección viral simultánea (McArthur et al, 2004; <http://si-pddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/4294/1/Montali1987.pdf>).

### **Transmisión**

Por la ingestión de alimento o agua contaminado con materia fecal infectada con el huevo del parásito (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; <http://si-pddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/4294/1/Montali1987.pdf>).

### **Signos Clínicos**

La signología de las parasitaciones por nematodos depende de varios factores, como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

No son específicos solo se observa letargia y anorexia antes de la muerte, algunas tortugas desarrollan diarrea mucosa en las etapas terminales de la enfermedad. La muerte es debida a las altas infestaciones por este parásito (McArthur et al, 2004).

## **Lesiones Macroscópicas**

El examen postmortem revela enrojecimiento y engrosamiento de la mucosa de ciego y colón; además de parásitos en estos dos órganos (McArthur et al, 2004; <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/3820411>).

## **Lesiones Microscópicas**

El histopatológico en casos severos revela necrosis de la mucosa en conjunto con parásitos y células inflamatorias extendiéndose hasta la túnica muscular. En la submucosa se observa de manera consistente un infiltrado linfoplasmocítico de focal a difuso y ocasionalmente con una presentación más suave en intestino delgado (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/3820411>).

## **Diagnóstico**

Se observan las larvas por frotis directos de las heces fecales o mediante la técnica de Baermann, la larva presenta una roseta característica alrededor de la abertura bucal (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

No se conoce un tratamiento óptimo por lo que el mantenimiento de la higiene es importante (McArthur et al, 2004).

### **1.7.- Acantocéfalos**

#### **Generalidades**

Estos gusanos de cabeza espinosa han sido reportados en una gran variedad de reptiles siendo las tortugas acuáticas los más comúnmente afectados con infestaciones bastante

grandes (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

Los invertebrados (crustáceos y caracoles) sirven como hospedadores intermediarios. Los reptiles pueden actuar como hospedadores definitivos (tortugas acuáticas) u hospedadores paraténicos (serpientes); ya que su hospedador definitivo son los anfibios. Los parásitos adultos se encuentran ocupando el intestino (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Transmisión**

La transmisión se lleva a cabo cuando los reptiles ingieren invertebrados infectados con el parásito (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Patogenia**

Los parásitos adultos se encuentran dentro del tracto intestinal produciendo ulceraciones focales; un gran número de parásitos encapsulados pueden encontrarse en la pared intestinal, cavidad celómica u otras vísceras y resultar en obstrucción mecánica del intestino o daño mecánico al hígado (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

No se reportan signos clínicos aunque se consideran potencialmente patógenos; aunque hay varios factores involucrados como la carga parasitaria, la cantidad de alimento disponible, la existencia de enfermedades concurrentes y el estado inmune del hospedador (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007)

## **Lesiones Macroscópicas**

Se observan úlceras y nodulaciones granulomatosas en la mucosa gastrointestinal; se llegan a encontrar larvas encapsuladas en la pared intestinal o en otras vísceras (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico antemortem se realiza mediante la demostración de huevos fácilmente identificables al contener la larva la cual presenta róstelos (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Las drogas que han probado ser efectivas y seguras para reptiles son el yoduro de ditiazanina a dosis de 20mg/kg de peso corporal vía oral o intraperitoneal por 10 días; fosfato de levamisol a dosis de 8-10mg/kg intraperitoneal y levamisol hidrociorado a dosis de 5mg/kg; las dosis se repiten dentro de 2-3 semanas (Frye, 1994; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **c) PENTASTOMIDOS**

### **Generalidades**

Los parásitos adultos son encontrados en reptiles mientras los parásitos juveniles se encuentran en mamíferos a excepción de *Linguatula* en mamíferos domésticos y *Reighardia* en gaviotas (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Realmente son artrópodos primitivos que se localizan de manera interna; sus larvas tienen cuatro apéndices a modo de extremidades. Los reptiles pueden actuar tanto como hospedadores definitivos como intermediarios. Los géneros más importantes son *Rallietiella* (lagartos y serpientes) y *Kiricephalus*, *Porcephalus* y *Armillifer* (serpientes). Los hombres actúan como hospedadores intermediarios para el género *Rallietiella* y *Armillifer* (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

En reptiles predadores se lleva a cabo al ingerir otros reptiles infectados o en cualquier reptil al ingerir los huevos larvados que se encuentran en el ambiente (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Patogenia**

Los pentastómidos adultos usualmente se encuentran en el sistema respiratorio dentro de los pulmones; también se han llegado a encontrar en cavidad celómica y tejido subcutáneo, estos provocan una necrosis epitelial focal con hemorragia y exudados que llenan las vías aéreas; obstruyendo la tráquea mecánicamente (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los juveniles se encuentran en el tejido subcutáneo y pueden producir una respuesta inflamatoria la cual clínicamente se palpa como nódulos firmes. Frecuentemente hacen sinergia con infecciones bacterianas secundarias (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

Provocan oclusión de la tráquea, inflamaciones agudas, hemorragias y necrosis, ocasionalmente se encuentran en tejido subcutáneo en migraciones aberrantes (Ackerman, 1997; Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico antemortem se hace mediante la identificación de los parásitos en el tejido subcutáneo y/o en el sistema respiratorio o por demostración de los característicos huevos encapsulados en heces o lavados pulmonares (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Hay literatura que menciona que no hay un agente quimioterapéutico conocido que sea efectivo contra los pentastomidos y que la enfermedad en ejemplares cautivos es auto limitante; por la participación de hospedadores intermediarios en el ciclo de vida de los parásitos; mientras que otra literatura dice que puede ser efectivo el tratamiento con ivermectina a dosis de 200 mg/kg 2 dosis vía IM (no en quelonios) o levamisol a dosis de 8-10mg/kg vía oral. Se debe de tener cuidado al mantener animales con pentastomidos ya que son potencialmente zoonóticos (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **d) PROTOZOARIOS**

Los protozoarios son habitantes comunes del tracto gastrointestinal en reptiles viven más o menos como comensales en el interior del intestino prefiriendo el ámpula cloacal y solo un limitado número de la gran mayoría de protozoarios descritos en reptiles causan un proceso patogénico o son causa de muerte en estos animales. Sin embargo las infecciones mixtas de flagelados y ciliados pueden dar lugar a una diarrea acuosa, a veces con sangre, la cual produce una grave deshidratación (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

Los protozoarios que son causa importante de enfermedad en reptiles son las amebas y los criptosporidios (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los protozoarios son más patógenos en saurios y ofidios (Siria et al., 2007).

### **1.- *Entamoeba invadens***

#### **Generalidades**

*Entamoeba invadens* es el agente causal de la amebiasis en reptiles. La patogenicidad depende de las condiciones ambientales y de factores nutricionales (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

En los quelonios convive en un estado de simbiosis (aunque otras literaturas mencionan que si es causa de una alta mortalidad en esta especie); por lo que estos pueden actuar como fuente de infección para otros reptiles susceptibles (principalmente ofidios y saurios carnívoros) siendo la enfermedad fatal. La amebiasis en reptiles es una enfermedad de especímenes exhibidos; viviendo bajo condiciones no naturales, estando expuestos a infecciones continuas en su ambiente en cautiverio (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

Las amebas patogénicas son de vida libre encontrándose en agua y alrededores lodosos; pueden aislarse de vertebrados e invertebrados. Algunas amebas son aisladas del cerebro de reptiles que muestran el proceso patológico, ejemplo: Boa constrictor (*Boa constrictor*) e Iguana verde (Iguana iguana) (Hoff et al., 1984).

*E. invadens* parece tener una distribución mundial en reptiles cautivos. El porcentaje de animales enfermos y de animales muertos, varía dependiendo de las condiciones higiénicas de su medio y la exactitud del diagnóstico. La amebiasis; también se ha visto en reptiles mantenidos continuamente a bajas temperaturas (Hoff et al., 1984).

## **Etiología**

Los trofozoitos varían de tamaño y van de los 9-38. 6µm de largo por 8-30 µm de diámetro; los quistes miden de 9-24 µm de diámetro y contienen de 1 a 4 núcleos y representan la fase infectante. *E. invadens* tiene como sinónimos a *E. serpentis* y *E. varani*. Invaden intestino y a veces estomago, hígado, bazo, riñones y pulmones (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

## **Transmisión**

Se transmite vía oral por comida y agua contaminada con heces infectadas o el ambiente inmediato; también pueden ser transportados de una jaula a otra por el cuidador, cepillos y otros utensilios (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los reptiles herbívoros se enferman raramente, pero si son alimentados con una dieta rica en proteínas mediante la administración de invertebrados, se les puede causar una amebiasis; ya que las cucarachas, hormigas, moscas y grillos sirven como vectores (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

## **Patogenia**

En el proceso primario del curso de la amebiasis en serpientes se observan alteraciones en la parte anterior del colon. Las primeras lesiones son pequeños focos necróticos que muy pronto se unen a un gran proceso ulcerativo, el cual se extiende por toda el área. Después de un corto tiempo la mucosa está completamente destrozada y las láminas subyacentes reaccionan engrosando la pared. Los trofozoitos en los tejidos están presentes en los bordes de tejido sano (Hoff et al., 1984).

En otros especímenes el contenido intestinal consiste en material caseoso que bloquea completamente el paso y la pared se encuentra engrosada e hiperémica (Hoff et al., 1984).

A la necropsia se observa una gastroenteritis hemorrágica necrotizante; en procesos crónicos el intestino presenta un contenido blanco amarillento de líquido a caseoso. En la amebiasis aguda se observa un contenido semilíquido de color café a sanguinolento, conteniendo innumerables amebas. En órganos viscerales afectados, particularmente hígado los abscesos son característicos. Con la invasión del tejido intestinal por trofozoitos, queda un camino abierto para la invasión bacteriana; la cual empeora la enfermedad. Por ejemplo: *Pseudomonas* spp., *Aeromonas* spp. y *Arizona* spp (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las amebas se esparcen por el torrente sanguíneo y llegan a hígado en los sinusoides hepáticos, conducto biliar común y vesícula biliar, la migración de las amebas por el conducto biliar al hígado produce una hepatitis necrotizante (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

### **Signos Clínicos**

La fase aguda de la infección no es característica y es diferente entre la variedad de grupos hospedadores. La enfermedad puede ser mejor diagnosticada en serpientes; pues los signos en esta especie son más característicos. En algunos casos no se observan signos clínicos si no hasta las 24 hrs. previas a la muerte del animal. La muerte ocurre dentro de las 2-10 semanas postinfección (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las serpientes enfermas presentan anorexia, baja de peso, polidipsia, regurgitación del alimento sin digerir y una enteritis fulminante con severa diarrea acuosa mezclada con sangre y moco verdoso, el cual contiene restos celulares. Dependiendo del tamaño de la serpiente, se puede palpar en el intestino un cuerpo endurecido, anterior a la cloaca; este núcleo es el área de lesión primaria y durante la necropsia muestra un contenido duro y caseoso con la pared del colon engrosada. La enteritis viene acompañada de hepatitis y/o nefritis (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Presentan convulsiones y tratan de expulsar las heces con poco éxito sin embargo gotas de sangre pasan la cloaca, por lo cual en ocasiones sufren de prolapso cloacal (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

Los signos que se pueden observar en lagartos son los mismos que en serpientes. En casos muy avanzados se puede palpar un hígado agrandado y endurecido (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

La duración de una amebiasis aguda, depende del tamaño y constitución de los especímenes; por ejemplo en lagartos pequeños dura de 1 a 2 semanas, en serpientes 3 semanas y en serpientes más grandes varias semanas (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

Hay focos necróticos o úlceras en ciego y colón; si el hígado se encuentra afectado se observan áreas de necrosis celular, abscesos o quistes (Beynon y Cooper, 1999; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

### **Lesiones Microscópicas**

Se observan células epiteliales columnares descamadas en los frotis directos de las heces (Siria et al., 2007).

### **Diagnóstico**

La mejor evidencia está dada por el movimiento de trofozoitos y quistes en preparaciones frescas de heces por varios métodos como: microscopia directa, flotación fecal, técnica de cultivo, método de lugol, técnica de MIF (mertiolate iodo formalina) aunque requiere de muestras repetidas para detectar a los portadores u eliminadores intermitentes; así como inmunofluorescencia, histopatología (hígado, duodeno) y ELISA (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al., 2004; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

Para la identificación por histopatología se utiliza la tinción de Ácido periódico de Schiff (PAS), para identificación de los trofozoitos (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Modificación de las condiciones ambientales (elevación de la temperatura ambiental) acompañada de la droga de elección, que es el Metronidazol con las siguientes opciones de dosificación:

1. 62.5 mg/kg de peso diario por 7 días vía oral, con una repetición en 2 semanas.
2. una sola dosis de 275 mg/kg vía oral.
3. una sola dosis de 120-250 mg/kg, vía oral que se repite en 2 semanas; otros autores dicen que se puede repetir en 3-4 días, la dosis no debe exceder los 400 mg por día.

Aunque estudios recientes en iguanas y serpientes muestran que una dosis de 20mg/kg cada 48 hrs es más apropiada, con una duración de al menos 2 semanas ya que se necesitan tratamientos largos, pues el metronidazol es nada o poco efectivo contra los quistes (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Frye, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otras opciones de tratamiento incluyen:

-Iodoquinol o Diiodo hidroxiquinoleína: A una dosis de 50 mg/kg vía oral, una vez al día durante 21 días; el iodoquinol además de actuar como amoebicida también es efectivo contra los trofozoitos y quistes. Se han reportado lesiones de esplenitis, hepatitis y pancreatitis en colúbridos tratadas con una dosis de 30-120 mg/kg durante 14 días. En México se encuentra disponible con el nombre de Flagenase® (McArthur et al, 2004).

-Chloroquina: Aunque su uso principal es como antimalario; también sirve para tratar la amebiasis extraintestinal y es efectiva contra los trofozoitos, a una dosis de 50 mg/kg IM

una vez a la semana por 3 semanas, no actúa contra quistes intestinales, por lo que requiere su uso en conjunto con otras drogas efectivas contra quistes (McArthur et al, 2004).

-Paromomicina: Al no absorberse por vía gastrointestinal se usa como amoebicida luminal para erradicar los quistes, a una dosis de 25-100 mg/kg diariamente durante 4 semanas. La posibilidad de toxicidad debe de ser considerada, ya que se ha visto que causa un fallo renal agudo en felinos, lo cual también puede ocurrir en reptiles (Frye, 1994; McArthur et al, 2004).

-Furoato de diloxanida: Es un amoebicida luminal efectivo contra quistes; su eficacia para el control de la amebiasis en reptiles está siendo evaluada en el Zoológico de Baltimore en E.U. (McArthur et al, 2004).

En conjunto con esta terapia los animales necesitan de soporte nutricional, antibióticos y antimicóticos; además deben de practicársele más estudios al animal considerando que puede haber otro desorden concurrente (McArthur et al, 2004).

## **Control**

En una colección establecida se deben de distinguir los reptiles infectados que no presentan signos, de aquellos que presentan una amebiasis aguda; pues en las colecciones, los portadores latentes son más peligrosos, ya que continuamente eliminan quistes y funcionan como reservorios (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los procedimientos de desinfección son esenciales para controlar la diseminación de los microorganismos entre los terrarios o la infección de nuevos animales que son mantenidos en terrarios que hospedaron animales portadores de la enfermedad (McArthur et al, 2004).

## **Prevención**

Evitar albergar en el mismo terrario a saurios y ofidios con quelonios; ya que como se menciona anteriormente estos son portadores sanos de la enfermedad (Barnard, 2004; Siria et al., 2007).

Los animales de reciente adquisición deberán examinarse para evitar la diseminación del agente en una colección; manteniendo a los animales en una cuarentena de al menos 6 a 8 semanas, completamente separados del terrario de exhibición. Durante ese tiempo es necesario hacer exámenes coproparasitológicos. Los reptiles infectados deben ser aislados y se desinfectan los contenedores y utensilios. Se remueve comida y heces; el agua de baño y bebida debe cambiarse a diario. Se pueden administrar algunas drogas como medida profiláctica: aureomicina 1g/mes/40-50kg de peso vivo o metronidazol 275mg/kg de peso vivo, tanto para curar como para prevenir la enfermedad (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Aunque los reptiles ya no estén en cuarentena se debe de tener una buena higiene del terrario, retirando los excrementos que el agua sea higiénica y los recipientes deberán ser lavados con una solución de benzal. La limpieza y desinfección del terrario a fondo deber de ser al menos 1 vez al mes (Barnard, 2004; Siria et al., 2007).

## **2.- *Cryptosporidium***

### **Generalidades**

El *Cryptosporidium* es el agente causal de la criptosporidiosis y se ha asociado con una severa gastritis hipertrófica en serpientes; también se ha descrito en quelonios y saurios; casi todos los casos descritos en serpientes se han asociado a gastritis; pues se han publicado casos de criptosporidiosis biliar (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria C. G., 2001).

Se ha comprobado que algunos animales excretan periódicamente criptosporidios durante años, permaneciendo asintomáticos toda su vida (Siria et al., 2007).

### **Etiología**

Es un protozoo el cual se caracteriza por producir esporozoitos desnudos (4 en total) los cuales se encuentran dentro de un pequeño oocisto que mide de 4-8  $\mu\text{m}$  (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

La infección del hospedador ocurre al ingerir ooquistes esporulados a través del ambiente; aunque alguna literatura menciona que se contagian por roedores infectados, esto no es cierto (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

### **Patogenia**

El organismo se desarrolla bajo la superficie de la membrana de las células endoteliales, proyectándose hacia el lumen del estomago, tracto intestinal o cloaca, dando la falsa apariencia de un desarrollo extracelular, esto causa un engrosamiento masivo de la pared; volviendo estrecho el lumen. (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

La situación anterior lleva a presentar los típicos signos clínicos como regurgitación postprandial; generalmente dentro de los siguientes 3 días postingestión, gastritis, enteritis y bronconeumonía y se puede observar un abultamiento en la región del estomago. La regurgitación es uno de los signos similares a aquellos causados por ciertas infecciones bacterianas del tracto intestinal, con necrosis de la mucosa y submucosa y engrosamiento de la pared (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria C. G., 2001; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El exceso en la producción de moco y secreción inadecuada de enzimas gástricas origina un síndrome de mala digestión, pérdida progresiva de peso y finalmente la muerte. La parasitemia hace al hospedador susceptible a infecciones bacterianas secundarias (Siria C. G., 2001).

### **Lesiones Macroscópicas**

Se observa edema, moco, engrosamiento de la mucosa gástrica, hemorragias petequiales y en pinceladas y necrosis focal. Esto debido a que el desarrollo de *Cryptosporidium spp.* Ocorre en células de la mucosa. El hígado aparece de un color amarillo-café pálido y muestra degeneración grasa (Hoff et al., 1984; Siria C. G., 2001; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Lesiones Microscópicas**

Histológicamente el engrosamiento del estomago corresponde a una gastropatía hipertrófica con engrosamiento de la pared gástrica. En casos más graves hay sustitución de las células granulares y la lámina propia y la submucosa muestran destrucción celular con edema e infiltración de células plasmáticas y linfocitos. Los parásitos pueden observarse en la porción apical de las células epiteliales de las glándulas gástricas (Hoff et al., 1984; Siria C. G., 2001; Siria et al., 2007).

### **Diagnóstico**

La infección puede ser diagnosticada al encontrar los oocistos usando un microscopio de contraste de fases, después de hacer una flotación fecal; también los ooquistes y trofozoitos pueden diferenciarse en las heces, mediante la tinción con PAS o Wrigth-Giemsa. También se recomienda después de la flotación con sacarosa utilizar la tinción Stamp o Ziehl Neelsen modificada. Otra prueba diagnóstica más sensitiva es la inmunofluorescencia (Barnard, 2004; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

También pueden examinarse los fluidos de lavados gástricos o fluidos colectados mediante enemas (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

### **Diagnóstico Diferencial**

Tomar radiografías con medio de contraste (sulfato de bario) para diferenciar el engrosamiento de la pared gástrica de un posible cuerpo extraño obstructivo; así mismo diferenciar de infecciones bacterianas del tracto gastrointestinal que también causan engrosamiento de las paredes del estomago e intestino (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

### **Tratamiento**

Hasta ahora no se sabe como curar a las serpientes enfermas; pues no se ha encontrado un agente quimioterapéutico que sea efectivo contra la criptosporidiosis en reptiles (Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Sin embargo algunos autores han visto que la paromomicina y el calostro hiperinmune de bovino tienen cierta eficacia. Otros reportan ensayos con trimetoprim sulfadiacina (30-60 mg/kg vía oral; aunque esta dosis puede ser tóxica), eritromicina (1ml (125mg/5ml) junto con trimetoprim sulfametoxazol (1ml (40 mg/5ml trimetoprim) (200mg/5ml sulfametoxazol) diariamente por 8 días y espiramicina; así mismo se deberá de mantener al reptil correctamente hidratado mediante suero salino fisiológico ya sea por vía intracelómica o intraosea (Barnard, 2004; Frye, 1994; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

En este caso como en cualquier otro es importante el control de las condiciones del terrario, manteniendo la temperatura (32°C) y teniendo muy buena higiene. Se ha visto que los ooquistes se inactivan con formol al 10% y amonios al 5% (Siria et al., 2007).

## **Control**

Como parte de un programa de control los animales sospechosos deben de ser aislados y los terrarios desinfectados (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **3.- *Eimeria e Isospora***

#### **Generalidades**

Existe una gran gama de coccidios que parasitan a reptiles; sin embargo la mayoría no producen signología alguna o son parasitaciones autolimitantes. No obstante, las malas condiciones de manejo y el estrés conducen a una inmunosupresión donde se hace imperativo un tratamiento. Por lo anterior solo se hará la descripción de *Eimeria* ya que con *Isospora* no se han reportado signos, ni tratamiento (Barnard, 1994; Siria et al., 2007).

*Eimeria* afecta a todos los grupos de reptiles mientras que *Isospora* afecta principalmente a lacértidos y se encuentra ocasionalmente en ofidios y quelonios. Los géneros de mayor importancia clínica son *Caryospora* (en ofidios y saurios), *Eimeria* e *Isospora* (Barnard, 1994; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

#### **Etiología**

Los oocistos de *Eimeria* tienen forma esférica, elipsoidal o alargada, su tamaño varía de acuerdo a la especie, contiene cuatro esporocistos, cada esporocisto contiene 2 esporozoitos; mientras que con *Isospora* ocurre lo contrario; la esporulación puede ocurrir de manera endógena o exógena (Barnard, 1994).

#### **Transmisión**

La infección se da por la ingesta de ooquistes esporulados (Barnard, 1994; Siria et al., 2002).

## **Patogenia**

En el intestino los esporozoos son liberados y penetran la mucosa intestinal. Se transportan vía sanguínea y se desarrollan en el órgano de su elección o en el mismo epitelio intestinal. Se localiza en el epitelio del estómago o intestino delgado, vesícula biliar y conductos biliares y ocasionalmente en riñones; los sitios de desarrollo son siempre células epiteliales o capas de tejido subyacente. (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos más destacables son anorexia, letargia, baja de peso progresiva, regurgitación, enteritis y diarrea más o menos severa. Las tortugas terrestres infectadas con *Eimeria* generalmente son asintomáticas; aunque algunas con coccidiosis intranuclear llegan a presentar una profunda debilidad (Barnard, 1994; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

Los animales jóvenes son los más susceptibles a la infección, mientras que los adultos o los que están a mitad de desarrollo no muestran respuesta o es leve; siendo ellos los que mudan los oocistos por largos periodos y en cautiverio causan infecciones continuas si se mantiene varios animales juntos (Hoff et al., 1984).

Hay presencia de nefritis, hepatitis, enteritis y pancreatitis con parásitos intranucleares en estadio de desarrollo (McArthur et al, 2004).

## **Lesiones Macroscópicas**

A la necropsia se observa estriado el tejido conectivo de la vesícula biliar y sus conductos; la bilis esta marcadamente viscosa y de un color de amarillo claro a verde. El hígado puede estar agrandado y erosionado (Barnard, 1994).

## **Lesiones Microscópicas**

Se ha reportado la proliferación de tejido conectivo en las células epiteliales de la vesícula biliar y conductos extrahepáticos (Barnard, 1994).

## **Diagnóstico**

Se hace al observar los ooquistes en las heces fecales mediante pruebas coproparasitológicas directas, de flotación o sedimentación. Se llega a requerir de estudios histopatológicos para identificar una coccidiosis intranuclear, si no se observan los ooquistes en la materia fecal (Barnard, 1994; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Sulfadiazina vía oral a razón de 75mg/kg el primer día y se continua con una dosis de 40 mg/kg durante 5 días más; manteniendo bien hidratado al animal con solución salina fisiológica administrada por vía intracelómica o intraosea para evitar la toxicidad renal del tratamiento. Otros medicamentos que se utilizan son la sulfametazina (75 mg/kg en dosis divididas el primer día, los siguientes 5 días 40 mg/kg), sulfadimetoxina (90 mg/kg el primer día, los siguientes 5 días 45 mg/kg) y paromomicina (25-100 mg/kg vía oral) (Barnard, 1994; Frye, 1994; Siria et al., 2002; Siria et al., 2007).

## **4.- *Haemogregarines***

### **Generalidades**

Los miembros de este grupo infectan a todas las especies de reptiles, excepto tortugas marinas; y son los parásitos más dominantes y característicos de serpientes siendo el género Boidae el de mayor prevalencia. Tienen una distribución Cosmopolitan (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los hemogregarines son comúnmente encontrados tanto en reptiles sanos como enfermos. El significado patogénico en reptiles es desconocido a pesar de las intensas parasitemias y su larga duración. Usualmente la identificación de los hemogregarines en reptiles es un hallazgo incidental. (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

Los géneros más importantes son *Haemogregarina*, *Hepatozoon*, *Karyolysus*, *Klosiella boae* (afecta a la *Boa constrictor*), *Schellackia* y *Lainsonia* (Barnard, 1994; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Transmisión**

Todos los hemogregarines son transmitidos por vectores artrópodos o anélidos. La ingestión de los gametocitos por parte del vector inicia con la reproducción dentro de este, produciendo esporozoitos infectantes para el hospedador. Cuando el vector artrópodo o sanguijuela, infectado muerde al reptil transmite a los hemogregarines. El único que difiere es *Klosiella* ya que su transmisión ocurre por la ingestión de los esporocistos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Patogenia**

En los hemogregarines afeleine los esporozoitos entran en el torrente sanguíneo y son llevados a varios órganos, como hígado, bazo y pulmón, ocupando las células endoteliales de los capilares o de hígado, esto ocurre con *Hepatozoon* y *Karyolysus*; mientras que los esporozoitos de *Haemogregarina* invaden los eritrocitos, los cuales tienden a ser secuestrados dentro de ciertas vísceras, los *Haemogregarina* se reproducen dentro de los eritrocitos (Hoff et al., 1984).

Mientras la esquizogonia continua, la infección por hemogregarines se vuelve más aguda e intensa. En general los gametocitos se encuentran en los eritrocitos mientras que los

merontes se encuentran en las vísceras; los merontes de *Karyolysus* también se encuentran en eritrocitos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Solo se puede observar una anemia e inanición la gravedad de la anemia varia con el grado de infestación. Para *Klosiella* no son se reportan signos clínicos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Microscópicas**

Los hemogregarines producen cambios morfológicos en las células del hospedador (eritrocitos y leucocitos) como hipertrofia o una apariencia macrocítica con un núcleo desplazado por la presencia del parásito (Hoff et al., 1984; <http://www.vet.uga.edu/VPP/clerk/faggioni/index.php>).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se hace mediante la examinación de frotis sanguíneos teñidos con Romanowsky o Giemsa; muy pocas especies pueden ser identificadas satisfactoriamente aunque la presencia de hemogregarinos *sensu lato*, es fácilmente establecida, el parásito se ve con forma de plátano dentro de eritrocitos y leucocitos. *Klosiella* se identifica mediante la demostración histológica de los esporocistos en riñones o por la examinación de muestras frescas de uratos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.vet.uga.edu/VPP/clerk/faggioni/index.php>).

### **Diagnóstico Diferencial**

Los hemoparasitos como *Plasmodium* sp. y *Haemoproteus* sp., poseen gránulos de pigmentos reflectiles asociados a sus gametocitos con la tinción de Wright, por lo que si se

usa esta tinción se debe usar otra tinción para poder distinguirlos (<http://www.vet.uga.edu/VPP/clerk/faggioni/index.php>).

### **Tratamiento**

No hay información disponible para el tratamiento; presumiblemente algunos antimalarios y anticoccidios pueden ser efectivos; las infecciones por hemogregarines no tratadas parecen no causar efectos de enfermedad discernible en el hospedador. Para *Klosiella* se ha sugerido el uso de sulfonamidas como sulfadimetoxina o sulfametoxazol-trimetoprim (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Control**

Como en todas las enfermedades transmitidas por vectores, el control en la transmisión en animales cautivos se hace con medidas contra ácaros, dípteros y/o sanguijuelas (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

## **5.- *Besnoitia* y *Sarcocystis***

### **Generalidades**

Raramente se observan en reptiles se han encontrado infectando a reptiles como hospedadores intermediarios y/o definitivos. Por lo general el hospedador definitivo es un animal que depreda otros vertebrados (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

*Besnoitia* se encuentra afectando principalmente a lagartos como hospedadores intermediarios, los cuales son portadores de los quistes; entre los que destacan Ameiva, Basiliscus y Lacerta. Algunas especies de *Besnoitia* utilizan a las serpientes (*Bitis* spp.) como hospedador definitivo actuando los ratones como hospedadores intermediarios, sin embargo estas especies de *Besnoitia* se han cambiado al género *Sarcocystis*. Para *Sarcocystis* el hospedador definitivo también son las serpientes, mientras que posee un

variado rango de hospedadores intermediarios, este género también ha sido reportado en lagartos y quelonios (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

*Besnoitia* en el hospedador intermediario presenta taquizoitos en forma de media luna, los cuales miden de 2-7 µm de diámetro, los quistes tienen una pared gruesa y son de forma esférica y pueden medir hasta 600 µm y contiene cientos de bradizoitos. *Sarcocystis* sus oocistos tienen una estructura similar a *Isospora*; sin embargo los oocistos de *Sarcocystis* están completamente esporulados cuando pasan por las heces, además de tener una pared muy gruesa, los esporocistos pueden ser liberados en orina u heces, los esporozoitos tienen forma de plátano y varían de tamaño de acuerdo a la especie (Barnard, 1994).

### **Transmisión**

Mediante la ingestión de oocistos esporulados para *Besnoitia*, con respecto a *Sarcocystis* el hospedador definitivo se infecta al ingerir los quistes en el músculo del hospedador intermediario, mientras que este último se infecta por la ingestión de los oocistos y esporozoitos (Barnard, 1994).

### **Patogenia**

Los ooquistes /esporoquistes de *Sarcocystis singaporensis* mudan vía heces de la serpiente y el desarrollo de las etapas vegetativas se lleva a cabo en la rata. En algunos casos los lagartos sirven como hospedadores intermediarios (Hoff et al., 1984).

Los quistes musculares de *S. singaporensis* en el hospedador intermediario son infecciosos para el hospedador definitivo a partir del día 60 postinfección. En el hospedador definitivo, a partir del día 8 postinfección en las heces hay ooquistes esporulados y un alto porcentaje de esporoquistes libres son eliminados. La eliminación de esporoquistes dura al menos 73 días (Hoff et al., 1984).

## **Signos Clínicos**

La mayoría de las veces no se reportan signos clínicos por parte de *Besnoitia*. Las lesiones en tortugas terrestres altamente infectadas; muestran una carne pálida, suave y pulposa. La infección algunas veces puede ser fatal, ya que se asocia a la presencia de meningoencefalitis en reptiles. *Sarcocystis* spp. no es considerado patógeno para reptiles sin embargo los animales infectados pueden presentar dificultad para comer y beber. Los lagartos pueden presentar inflamación en las piernas (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

Hay existencia de quistes en músculos u órganos viscerales que pertenecen al género *Sarcocystis* o *Besnoitia* en los reptiles que sirven como hospedadores intermediarios. Las pitones reticuladas (*Pithon reticulatus*) juveniles; presentan focos necróticos en el epitelio intestinal; comparable con lesiones tempranas de una infección de *E. invadens* (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984)

Los quistes de *B. darlingi* en lagartos son encontrados en corazón, pulmón, bazo riñones, mesenterio y en ocasiones en el hígado y lamina propia del testis. La destrucción patológica depende del grado de infección y virulencia de los quistes de *Besnoitia* (Hoff et al., 1984).

## **Lesiones Microscópicas**

Los ooquistes y esporoquistes de *Sarcocystis* se encuentran en los intestinos o heces de serpientes durante la examinación postmortem (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

Para *Besnoitia* y *Sarcocystis* se hace mediante un examen histopatológico, para las especies que actúan como hospedadores intermediarios encontrándose los quistes en tejido conectivo, músculos u órganos viscerales; mientras que en hospedadores definitivos los

oocistos, gamogonias y esporogonias se encuentran en el epitelio intestinal y heces (Barnard, 1994; Mader, 2006).

### **Tratamiento**

Se ha usado la clindamicina a dosis de 5 mg/kg vía oral diariamente sin embargo no se ha demostrado su eficacia en reptiles (Mader, 2006).

## **6.- *Plasmodium***

### **Generalidades**

Es el agente causal de la malaria, es común y ampliamente distribuida afectando principalmente a lagartos. Las infecciones por *plasmodium* son relativamente más comunes en áreas continentales (tropical y subtropical), húmedo y boscoso, mostrando una gran diversidad de especies y de hospedador. Las infecciones también son muy comunes en hábitats semiáridos, pastizales áridos o montañosos. La prevalencia estacional de la malaria en saurios es conocida por variar para especies de clima templado y tropical (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

Los *Plasmodium* son parásitos de la sangre con ciclo de vida indirecto; hay 68 especies y subespecies de malarias descritas para lagartos la mayoría *Plasmodium* (62), solo se conocen 3 especies para serpientes. No se conocen plasmodiums para tortugas (ver tabla 23) (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

**TABLA 23**

**Especies de Plasmodium encontrados en Reptiles**

<b>Distribución Geográfica</b>	<b>Familia de Reptil</b>	<b>Género</b>	<b>Especies</b>
Estados Unidos y México	Iguanidae	<i>Plasmodium</i>	<i>floridense</i> <i>mexicanum</i> <i>rhadinurun</i> <i>beltrani</i> <i>brumpti</i> <i>basilisci</i> <i>chirichuae</i>

(Hoff et al., 1984).

**Transmisión**

La transmisión es por la mordida o ingestión del vector ( artrópodo infectado); quedando los gametocitos en las células sanguíneas circulantes del hospedador vertebrado (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

**Patogenia**

La malaria resulta de la introducción del esporozoito infectante por el vector en el reptil. Se cree que la fase pre patente incluye esquizogonia exoeritrocítica primaria. Los trofozoitos en las células sanguíneas se desarrollan en esquizontes para después dar lugar a los merozoitos los cuales infectan a más células sanguíneas o se desarrollan en gametocitos; en enfermedades crónicas, los esquizontes también se encuentran en leucocitos, linfocitos o más comúnmente en trombocitos. La fase activa de la parasitemia se incrementa lentamente y alcanza su máximo a los 30-90 días (Hoff et al., 1984).

Si se alcanza un alto nivel de parasitemia, se desarrolla una etapa de crisis con una rápida baja de la parasitemia a niveles tan bajos que se vuelven aparentemente negativos. Sin embargo frecuentemente la caída de la parasitemia es gradual con un cambio casi imperceptible a un estadio crónico y no hay evidencia de crisis. En las etapas iniciales se encuentran en hígado y en las etapas avanzadas en el sistema circulatorio (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

Aparentemente la infección crónica persiste de por vida en el hospedador, en el cual la parasitemia permanece en bajos niveles, con una población parasitaria básicamente compuesta por gametocitos. Una recaída puede ocurrir cuando se reanuda la esquizogonia incrementando los niveles de parasitemia por breves periodos seguido de los bajos niveles característicos de la infección crónica (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Se observa anemia causada por la destrucción de los eritrocitos por parte del parásito, en grandes infestaciones se produce la muerte del animal, algunas especies provocan esplenomegalia (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Microscópicas**

Los esquizontes de *P. mexicanum* se han encontrado en el endotelio de los capilares que irrigan a los órganos y pueden proliferar extensivamente en capilares cerebrales (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

Se hace mediante la examinación microscópica de frotis de sangre periférica, demostrando los trofozoitos, esquizontes y/o gametos intraeritrocíticos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Tratamiento**

Se utiliza la Quinina a dosis 75mg/kg de peso vivo cada 2 días durante 10 días no excediendo de 100mg/kg de peso vivo; no tiene éxito sobre *P. mexicanum* (Hoff et al., 1984).

Atabrina 19-100mg/kg de p.v.; requiriendo de varias semanas para suprimir la infección por completo (Hoff et al., 1984).

La severa anemia provocada es probablemente el efecto más serio para el pronóstico y puede ser tratada exitosamente en lagartos mediante compuestos de hierro 0.15 ml de hierro-dextrano que contenga 50mg/ml de hierro; vía IM (Hoff et al., 1984).

A excepción de *P. mexicanum*, la mayoría de infecciones por *Plasmodium spp*, raramente llevan a la muerte de lagartos cautivos; si las condiciones de alojamiento son satisfactorias (requerimientos térmicos y nutricionales bajo estrés). El desarrollo de inmunidad adquirida controla las infecciones manteniéndolas en un estado crónico. Puede ocurrir un efecto sinérgico de malaria con otras infecciones de hemoparásitos; en regiones tropicales no es raro encontrar lagartos infectados con 3-5 diferentes hemoparásitos (hemogregarines, haemococcidia, tripanosoma y microfilarias) al mismo tiempo (Hoff et al., 1984).

### **Control**

En reptiles cautivos es poco probable que pueda ocurrir la transmisión por artrópodos hematófagos, pero puede prevenirse por medios de control contra dípteros y ácaros (Hoff et al., 1984).

### **7.- Hexamita**

#### **Generalidades**

Los Hexamita son meros parásitos del tracto digestivo. *Hexamita parva*, causa la hexamitiasis Afecta principalmente a quelonios y a algunas serpientes (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

#### **Etiología**

La Hexamita es un protozoo que pertenece al grupo taxonómico de Rizoflagelados, que agrupa a los protozoos que emiten pseudópodos, flagelos o ambas cosas; la Hexamita

pertenece al subgrupo Mastigophora, en el que se encuentran los flagelados. Viven de manera extracelular y tiene dos estadios: trofozoito y quiste. (Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

Los flagelados son adquiridos por el nuevo hospedador al ingerir alimento o agua contaminada con heces u orina infectada (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; Siria et al., 2007).

### **Patogenia**

Un desequilibrio entre el número de bacterias y flagelados puede causar una multiplicación libre de los protozoos y su preferencia por regiones particulares del intestino puede perderse. En dichos casos, los comensales inofensivos pueden cambiar a formas patógenas. Los resultados son daño a la mucosa con coágulos de sangre en las heces o sangre digerida.

*H. parva* también pueden encontrarse en ductos biliares, vesícula biliar, túbulos renales y vejiga urinaria; en esta última vive como comensal en quelonios acuáticos, causando una marcada descamación epitelial. Parece ser que la enfermedad afecta a todos los órganos que tengan una conexión abierta con el tracto gastrointestinal (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos de hexamitiasis no son característicos; los reptiles enfermos se encuentran apáticos y presentan pérdida de peso; los reptiles infectados con un gran número de flagelados beben mucho, ya que estos organismos viven y se multiplican en los fluidos; así mismo presentan diarrea y mala digestión. Pueden llegar a presentar nefromegalia que lleva a un fallo renal gradual (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## **Lesiones Macroscópicas**

La destrucción del epitelio intestinal, es raro, solo se han descrito pequeñas ulceraciones aisladas en el intestino medio y descamaciones solitarias y proliferaciones hipertróficas en el epitelio del colon. *H. parva* afecta particularmente al sistema urinario; por lo que los riñones se observan pálidos y agrandados (Hoff et al., 1984).

## **Lesiones Microscópicas**

Los túbulos renales están dilatados y llenos de innumerables parásitos, células inflamatorias y restos celulares. Los cambios agudos, subagudos y crónicos pueden ser observados en las células epiteliales; así como en el tejido que lo rodea, el cual está edematoso e infiltrado por granulocitos y linfocitos. Los glomérulos muestran daño estructural con infiltración celular. Como resultado de la invasión de flagelados en los ductos biliares se observa vascularización en el hígado y fibrosis periductal en el parénquima. El epitelio de los ductos muestra proliferación (Hoff et al., 1984).

Al examen de las heces fecales se puede observar gran cantidad de células epiteliales columnares descamadas, por la acción irritativa del parásito (Beynon y Cooper, 1999).

## **Diagnóstico**

La materia fecal debe estar fresca para poder observar a los flagelados; si la muestra se ha retenido durante algunas horas muchos de los flagelados estarán muertos; lo que hace que sea difícil identificarlos. Una biopsia renal y un examen histopatológico son necesarios para determinar si el proceso patológico está asociado con la presencia de hexamitas (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

En muestras de orina puede identificarse *Hexamita*; aunque el hallazgo puede ser potencialmente normal (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico Diferencial**

Se deben de diferenciar de las *Trichomonas* (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

El tratamiento con ronidazole en el agua de bebida 40 mg/L de agua durante 7 días es efectivo; los fármacos adecuados son el Metronidazol 125-275 mg/kg una sola dosis sin exceder los 400 mg por día o Dimetridazol 40 mg/kg por 5 días; esta dosis se puede repetir en 2 semanas si los exámenes coproparasitoscópicos o la condición del animal, así lo sugieren. Otra literatura recomienda la paramomicina en dosis de 100 mg/kg/día durante cuatro días consecutivos El tratamiento se debe empezar lo más pronto posible; si hay daño en la mucosa el pronóstico es grave (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2007).

Dependiendo del grado de deshidratación que presente el animal se deberá de considerar el manejo de una terapia de fluidos con solución salina fisiológica por vía intracelómica o intraosea. También debe de practicarse la alimentación forzada empleando una sonda gástrica con dietas adecuadas según la especie; mezclándola con yogurt natural o heces frescas de animales sanos para restaurar la flora intestinal (ver video alimentación con sonda en el CD) (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

Se recomienda mantener una temperatura ambiental, humedad e iluminación adecuadas. Se requiere de la desinfección de los utensilios superficies y vivarios para restringir el esparcimiento de los agentes patógenos (McArthur et al, 2004).

## **8.- *Trichomonas***

### **Generalidades**

Parasitan a los reptiles habitando su tracto intestinal. Afectando principalmente al intestino grueso (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

Consiste en 2 familias la Monocercomonadidae y la Trichomonadidae. Miembros de los géneros *Trichonitus*, *Tetratrichomonas* (afecta a serpientes y lagartos) y *Tritrichomonas* (ampliamente distribuidas entre reptiles) (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

Los trofozoitos de las *Tetratrichomonas* poseen 4 flagelos anteriores y un flagelo posterior el cual soporta la membrana ondulante que se extiende en casi toda la longitud del cuerpo, mientras que los trofozoitos de las *Tritrichomonas* presentan tres flagelos en su extremo anterior y uno en la parte posterior (Barnard, 1994).

### **Transmisión**

Son susceptibles los animales estresados, mantenidos en condiciones poco adecuadas (factores nutricionales y ambientales); también influyen enfermedades concurrentes y que el animal se encuentre inmunocomprometido (McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

Se encuentran normalmente en el intestino grueso y causan lesiones en el intestino delgado (duodeno y parte anterior del yeyuno) cuando estas regiones están afectadas por infecciones bacterianas, particularmente por *Pseudomonas/Aeromonas*; ya que cambian las condiciones permitiendo que los flagelados habiten estas áreas del intestino normalmente inadecuadas para ellos. A pesar de las características secundarias de una invasión, los flagelados son sin

duda responsables, por hacer peor, la enfermedad primaria (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

Son causa de enteritis y los reptiles infectados beben mucho, ya que estos organismos viven y se multiplican en los fluidos (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

La mucosa de estas áreas está totalmente destruida y con cambios caseosos. La pared del intestino se adelgaza y el lumen se llena con un exudado caseoso. Estas alteraciones pueden observarse por fuera del intestino, luciendo como anillos paralelos (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

### **Lesiones Microscópicas**

Al examen de las heces fecales se puede observar gran cantidad de células epiteliales columnares descamadas, por la acción irritativa del parásito (Beynon y Cooper, 1999).

### **Diagnóstico**

Los flagelados se observan en un montaje húmedo al microscopio de materia fecal fresca, lavados cloacales o secreciones corporales; los flagelados presentan un rápido movimiento en las muestras frescas; para reducir su actividad y poder localizarlos se agrega al montaje una gota de formalina. Si la muestra se ha retenido durante algunas horas muchos de los flagelados estarán muertos; lo que hace que sea difícil identificarlos (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Es el mismo descrito para Hexamita (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2007).

## **9.- Giardia**

### **Generalidades**

Afecta a serpientes del género *Causus* y *Lampropeltis*, en lagartos afecta al género *Varanus* y a tortugas acuáticas europeas como *Emys obicularis*. Son patógenos potenciales; la mayoría vive en la parte craneal del intestino delgado (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

Los trofozoitos de *Giardia* tienen forma de pera cortada longitudinalmente con un extremo anterior redondeado y un extremo posterior puntiagudo, la superficie ventral es plana y tiene un disco adhesivo; mientras que la superficie dorsal es convexa, posee 2 núcleos y cuatro pares de flagelos; los movimientos de este parásito son característicos (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984).

El ciclo de vida de la *Giardia* tiene 2 etapas, la de trofozoito y la de quiste, su multiplicación es por fisión binaria (Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

Se da por la ingestión de los quistes que son la fase infestante (Barnard, 1994).

### **Patogenia**

Cuenta con un disco adhesivo en su superficie ventral, que les ayuda a adherirse a las células epiteliales del tracto digestivo (Hoff et al., 1984).

## **Signos Clínicos**

Cuando hospedan un gran número de protozoarios puede presentar anorexia, aumento de la sed, con la consecuente diarrea y mala digestión (Barnard, 1994; Wissman M. A., 2003).

## **Lesiones Microscópicas**

Al examen de las heces fecales se puede observar gran cantidad de células epiteliales columnares descamadas, por la acción irritativa del parásito (Beynon y Cooper, 1999).

## **Diagnóstico**

La materia fecal debe de ser reciente para poder observar a los flagelados; si la muestra se ha retenido durante algunas horas muchos de los flagelados estarán muertos; lo que hace que sea difícil identificarlos (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Es el mismo descrito para Hexamita (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2007).

Para las células epiteliales columnares descamadas el tratamiento paliativo más útil es una suspensión de caolín mediante una sonda gástrica (Beynon y Cooper, 1999).

## **10.- *Balantidium spp.***

### **Generalidades**

Se considera un microorganismo comensal; sin embargo animales con problemas gastrointestinales muestran grandes números de estos ciliados en las heces (Barnard, 1994; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

Las infecciones provocadas por *Balantidium coli* se han observado principalmente en tortugas entre las que destacan tortugas terrestres adultas, tortugas de caja, y tortugas de agua dulce, aunque también se han reportado en lagartos y serpientes (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999).

### **Etiología**

*Balantidium spp* es miembro del grupo de protozoarios ciliados o ciliophora, el cual incluye organismos unicelulares que en alguna fase de su ciclo vital poseen cilios. Es un microorganismo ciliado de forma oval o elipsoidal con un gran citostoma con un macronúcleo y un micronúcleo, es de gran tamaño por lo que es fácilmente visible en una muestra fecal (Barnard; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984).

### **Transmisión**

Se da por la ingestión de los quistes que son la fase infestante (Barnard, 1994).

### **Patogenia**

Necesita de la asociación de otros parásitos o patógenos o de estar presente en grandes cantidades para poder producir la enfermedad (Barnard, 1994).

### **Signos Clínicos**

Los animales afectados presentan colitis (Barnard, 1994).

### **Diagnóstico**

Se hace al identificar los quistes y trofozoitos en las heces; el materia fecal debe de ser reciente para poder observar a los flagelados; si la muestra se ha retenido durante algunas horas muchos de los flagelados estarán muertos; lo que hace que sea difícil identificarlos (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Diagnóstico Diferencial**

Los quistes pueden confundirse con otros quistes de parásitos gastrointestinales (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

El tratamiento para ciliados no está indicado a menos de que esté presente una gran cantidad de estos parásitos o el animal está enfermo y ya se han descartado otros agentes causales; como tratamiento se administra paromomicina 250 mg/día durante 4 días o metronidazol (mismas dosis que en amebiasis) en conjunto con tetraciclina a dosis de 25-50 mg/kg durante 5-8 días (Barnard, 1994; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

Dependiendo del grado de deshidratación que presente el animal se deberá de considerar el manejo de una terapia de fluidos con solución salina fisiológica ya sea por vía intracelómica o intraosea. También debe de practicarse la alimentación forzada empleando una sonda gástrica con dietas adecuadas según la especie; mezclándola con yogurt natural o heces frescas de animales sanos para restaurar la flora intestinal (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

Se recomienda mantener una temperatura ambiental, humedad e iluminación adecuadas. Se requiere de la desinfección de los utensilios superficies y vivarios para restringir el esparcimiento de los agentes patógenos (McArthur et al, 2004).

## **11.- *Microsporidium***

### **Generalidades**

Es el agente causal de la microsporidiasis. Solo pocas especies son conocidas para reptiles (Hoff et al., 1984).

## **Etiología**

Pertenecen al género *Pleistophora* (suborden *Pansporoblastina*) y *Microsporidium* (Hoff et al., 1984).

## **Transmisión**

La infección con Microsporidios se inicia mediante la ingestión de esporas. Después de la ingestión, las esporas pasan al duodeno, donde el esporoplasma, con su material nuclear, es inyectado a la célula adyacente del intestino delgado. Una vez en el interior de una célula huésped adecuada, los microsporidios se multiplican extensamente dentro de una vacuola parasitofora o de forma libre dentro del citoplasma. La multiplicación intracelular incluye una fase de divisiones repetidas mediante fisión binaria (merogonia) y una fase que culmina en la formación de esporas (esporogonia). Los parásitos se diseminan de célula en célula, provocando la muerte celular e inflamación local (Barnard, 1994).

## **Patogenia**

La enfermedad dura un largo periodo (alrededor de 2 años), pero su desenlace es siempre fatal provocando una destrucción intensa de los tejidos musculares que invaden (Hoff et al., 1984).

## **Signos Clínicos**

Invaden lengua y el músculo esquelético, dándoles una apariencia blanquizca; mostrando fragilidad debido a una destrucción intensa y miositis (Hoff et al., 1984).

## **Lesiones Microscópicas**

Microscópicamente se observa a los macrófagos invadiendo las masas de parásitos y fagocitan las esporas, pero sin éxito de detener más allá el desarrollo del parásito (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

La mayoría de las microsporidias infectantes para reptiles son descubiertas a la examinación postmortem y/o examinación histológica. *Pleistophora danilewskyi* sus alongados y blancuzcos quistes pueden observarse a simple vista durante la disección del reptil (Hoff et al., 1984).

## **Tratamiento**

El tratamiento es a base de Albendazol a una dosis de 66 mg/kg de peso corporal, vía oral, repetir en 2-3 semanas o como se requiera, en una suspensión de 2.5 %. En tortugas con un peso inferior a 150 g, la dosis mínima es de 1 ml (22.6mg). Otro protocolo de tratamiento es dar una dosis de 66 mg/kg/ durante 14 días vía oral; aplicando al menos 3 dosis (Frye, 1994; Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **ECTOPARÁSITOS**

### **1.- ÁCAROS**

#### **Generalidades**

La importancia clínica de los ácaros es su papel como vectores o transmisores de protozoos, filarias, bacterias y virus (Siria et al., 2007).

Mientras las serpientes en libertad mantienen infestaciones mínimas, en las serpientes cautivas las infestaciones pueden ser severas, esto se relaciona con las medidas de higiene en que se mantienen (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Etiología**

Entre los ácaros que parasitan a los reptiles se encuentran: *Ophionyssus natricis* afecta a las serpientes, los trombicúlidos (solo parasitan a los reptiles en sus estadios larvarios, poseen 6 patas solamente) y los pterigosámidos (*Hirsitiella* en iguánidos, *Geckobiella* en geckos, *Ixodiderma* en lagartos) (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otros ácaros que se encuentran tanto en reptiles libres como cautivos son los ácaros del pulmón (*Entonyssus* y *Ophiopneumonicola*) y niguas (*Tunga penetrans*) (*Eutrombicola*) ambos generalmente inocuos (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

Los huevos de *Ophionyssus natricis* son depositados en el ambiente de las serpientes y el ciclo de vida es completado en 10-32 días (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

El animal se observa con anorexia, prurito, cambios de comportamiento, disecdisis y retención del espéculo. La enfermedad es resultado de la anemia, por la pérdida de sangre y por la transmisión de patógenos gram negativos (*Aeromona hydrophila*) en el caso de *Ophionyssus natricis*. Estos ácaros también pueden dar lugar a dermatitis complicadas por infecciones bacterianas secundarias. Algunos boidos presentan dermatitis por hipersensibilidad a la saliva de los ácaros (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

Se hace mediante la observación de los ácaros, los cuales se encuentran debajo de las escamas y el ángulo formado por el espejuelo, escamas perioculares, zona inframaxilar y gular y escamas ventrales (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Las dermatitis necesitan de tratamientos agresivos con antibióticos y acaricidas por vía parenteral; además de tratamientos tópicos con pomadas antibióticas; para una adecuada antibioterapia se debe de hacer un cultivo con antibiograma a partir de muestras cutáneas (Siria et al., 2007).

Contra los ácaros se usa ivermectina vía subcutánea a dosis de 0.2 mg/kg u oral 1 vez por semana durante 3 semanas, también se han utilizado de manera tópica en spray diluyendo 5ml (ivermectina de 10mg/ml) en ¼ de litro de agua tanto al animal como al medio ambiente. Entre otros métodos destacan los baños (no de inmersión) con una solución al 0.2% de triclorfon o piretrinas al 0.03% aclarando la piel con abundante agua tibia. No se deben de utilizar los productos con piretrinas para pequeñas especies ya que tienen concentraciones tóxicas para reptiles (0.18%). También se ha usado la permectrina al 1% en agua para rociar el alberge y al animal en un lugar ventilado. No se debe de dejar el agua en el terrario por un lapso de 24 hrs., para evitar que se contamine con piretorides y que por ende sean consumidos por el animal. La frecuencia de estos tratamientos es de 10 días entre uno y otro y es suficiente con 2 a 3 tratamientos (Ackerman, 1997; Frye, 1994; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007).

Es muy importante realizar la desinfección del terrario para poder erradicar al agente causal (incluyendo plantas, sustrato deberá ser removido por completo, rocas, etc.); deberá de tratarse con sprays o una solución a base de piretrinas como se menciono anteriormente;

también pueden emplearse tiras de Diclorovinil dimetilfosfato (DVDP) colocadas por 3 días en el terrario (se han asociado con anorexia y muerte en serpientes) retirando los platos de agua; además de contar con una adecuada ventilación, el animal nunca debe de entrar en contacto directo con el producto (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Se ha visto que un método menos complicado y efectivo, para remover ácaros, es limpiar suavemente a los reptiles con un trapo humedecido con aceite de oliva (Ackerman, 1997).

## 2.- GARRAPATAS

### Generalidades

Las garrapatas exóticas pueden asociarse con especímenes recién importados y son implicados como vectores de enfermedades; especialmente cuando los animales son importados en grandes grupos y mezclados, sin un control adecuado de ectoparásitos. Las preocupaciones se incrementan con la importación y transferencia de enfermedades como el corazón de agua (*Cowdria ruminantium*) en animales domésticos y silvestres; por lo que se ha llegado a la suspensión en el comercio de algunas especies de quelonios. Se han encontrado en los animales con garrapatas (*Amblyomma spp*) varios virus incluyendo herpesvirus y flavivirus; habiendo actuado la garrapata como vector (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

Las garrapatas no son comunes a largo plazo en animales cautivos, pero llegan a presentarse en animales débiles que son mantenidos en el exterior y los dejan sin supervisión por largos periodos (Ver Fig.69) (McArthur et al, 2004).



Fig.69. Garrapata adherida al caparazón de una tortuga terrestre

## **Etiología**

Las garrapatas que infestan los reptiles incluyen a los géneros *Amblyomma*, *Aponomma*, *Argas*, *Hyalomma*, *Haemaphysalis*, *Ixodes* y *Ornithodoros* (Siria et al., 2007; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Transmisión**

La transmisión ocurre cuando los animales son importados en grandes grupos y son mezclados, sin un control adecuado de ectoparásitos (McArthur et al, 2004).

## **Patogenia**

La enfermedad es resultado directo de la pérdida de sangre o indirectamente por patógenos transmitidos por las garrapatas (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

Hay presencia de anorexia, anemia, prurito, cambios de comportamiento, dermatitis focal en los puntos donde se anclan, causando infecciones cutáneas y abscesos. Pueden ser responsables de procesos de disecdisis; las parasitaciones masivas dan lugar a una anemia grave. Otros signos dependen de la enfermedad concurrente; transmitida por las garrapatas como *Cowdria ruminantium*, agentes virales como flavivirus (no patógenos para los quelonios) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007; McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Observación de los parásitos, así como un examen completo y revisión de la historia del animal. Las garrapatas pueden encontrarse en cualquier parte del cuerpo del animal, en serpientes son particularmente abundantes bajo las escamas gulares y la apertura cloacal; en

lagartos bajo las escamas periorbitales y en quelonios detrás de la membrana timpánica, en las fosas pectorales e inguinales (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007; Wissman M. A., 2003; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Es altamente probable que esté presente una enfermedad concurrente o predisponente. Si se cree que hay un agente viral transmitido por el ectoparásito; este deberá de conservarse para la identificación del agente aislando u observando los agentes dentro del ectoparásito (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

Se debe de tratar la enfermedad subyacente o predisponente. La mayoría de las garrapatas pueden ser removidas manualmente, se debe de asegurar la remoción del aparato bucal de la garrapata, para evitar que actúe como foco de infección. La ivermectina NUNCA debe de ser usada en quelonios; ya que causa reacciones fatales. El aceite mineral aplicado localmente para sofocar a las garrapatas debe de evitarse, ya que si la garrapata está infectada libera gran cantidad de agentes infecciosos de sus glándulas salivales, cuando se cubre con el aceite. Los antiparasitarios de uso externo son limitados; entre los tratamientos que se han usado están:

- La ivermectina a dosis de 0.2 mg/kg subcutánea o en spray como en el caso de los ácaros, resulta efectiva para la eliminación de garrapatas en lugares no accesibles, como los nostrilos y comisuras de cavidad oral (NO EN QUELONIOS).
- Amitraz en solución 2ml/l, una gota sobre la cabeza de la garrapata no se han observado reacciones adversas.
- Productos que contienen permetrina, son efectivos y aparentemente seguros cuando se usaron en tortugas leopardo (*Geochelone pardalis*). En serpientes se ha usado en el sustrato a una concentración de 0.01-0.5%, eliminándose las garrapatas a las 4 hrs posteriores a la aplicación.
- Aplicar una gota de una solución de 1:10 de ivermectina en propilenglicol sobre la cabeza de la garrapata (NO EN QUELONIOS).

- La aplicación de aceite mineral, alcohol, parafina, desinfectantes iodados o clorados y vaselina provocan la muerte de las garrapatas, en un tiempo de 2-4 hrs.
- Tiras pesticidas de DVDP.

(Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las piretrinas, fipronil, carbaril, gel silica y amitraz se consideran inefectivas en el control de garrapatas en tortugas terrestres. El aceite vegetal no se recomienda ya que atrae a las hormigas rojas (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

## **Control**

El control en el ambiente también es esencial; sobre todo si las garrapatas importadas se han establecido; se puede quemar la cama y las cajas de transporte o se pueden embolsar y dejarlas al rayo directo del sol, se pueden utilizar pesticidas comerciales; las madrigueras así como el suelo deben ser tratados (McArthur et al, 2004).

## **3.- INFESTACIÓN POR LARVAS DE MOSCA (MIASIS)**

### **Generalidades**

Las miasis son secundarias a un trauma localizado; donde las moscas depositan sus huevos con el consecuente desarrollo de las larvas; las cuales infectan las heridas, lesiones y/o material prolapsado; durante el verano las moscas del género *Lucilia* ponen huevos en la mucosa cloacal, pliegues de la piel y/o en la base de la cola de los reptiles; sobre todo cuando están llenas de restos fecales (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Etiología**

Los dípteros depositan sus huevos en los tejidos para que se desarrollen sus fases larvarias (Siria et al., 2007).

## **Transmisión**

Se da cuando los dípteros depositan sus huevos en los tejidos traumatizados para el desarrollo de su fase larvaria (Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Patogenia**

La larvas emigran a través del tejido subcutáneo o muscular ocasionando inflamaciones locales o difusas, contribuyendo a la instauración de infecciones bacterianas secundarias (Siria et al., 2007).

## **Signos Clínicos**

Los animales infestados se encuentran debilitados con una enfermedad concurrente de significancia (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se hace mediante la observación de las larvas en la herida (Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2007).

## **Tratamiento**

Los gusanos detestan el aire caliente por lo que un método para eliminarlos es utilizar un secador de pelo en la zona infestada; cuidando de no quemar al animal. En caso de que hayan lesionado los tejidos profundamente; la eliminación de estos deberá hacerse de

manera quirúrgica para después limpiar las heridas con solución salina fisiológica y soluciones iodadas diluidas y aplicar polvos antibióticos de amplio espectro y un repelente para insectos. Si la herida no está completamente curada evitar la hibernación porque de lo contrario la curación será imposible. En casos donde hubo infección bacteriana secundaria se emplean antibióticos por vía parenteral (Beyon y Cooper, 1999; Siria et al., 2007).

## NEOPLASIAS

### Generalidades

Las neoplasias son frecuentes en reptiles en cautiverio; con una presentación mayor en serpientes, seguidas por los lacértidos y quelonios. Hay factores estimulantes para la presencia de neoplasias en los individuos entre los cuales se encuentran contaminantes, pesticidas y otros químicos en el ambiente, virus oncogénicos y parásitos; aunque los primeros factores no parecen afectar demasiado, los últimos si son de importancia (Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

### Etiología

- Virus Oncogénicos: Los virus RNA oncornavirus causan cáncer en 3 clases de vertebrados (mamíferos, aves y reptiles). El sarcoma virus Rous del pollo, se ha identificado en tumores de serpientes, quelonios, lagartos y otras especies de reptiles (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

El virus RNA tipo C produce un mixofibroma edematoso y se ha demostrado que puede estar presente en células embrionarias provocando rhabdomiosarcoma en la cincuate en ingles serpiente de maíz (*Elaphe guttata*). De los virus DNA solo el herpesvirus se ha asociado con neoplasias, pero no se han asociado en reptiles (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

- Parásitos: No hay casos que confirmen que los parásitos induzcan neoplasias en reptiles a pesar de la presencia de sanguijuelas *Ozobranchus branchiatus* y trematodos sanguíneos. Se ha reportado que las serpientes llegan a presentar carcinoma del conducto papilar por trematodos (Hoff et al., 1984).

## Neoplasias Espontaneas

### Serpientes (29 benignos y 68 malignos)

1. Sistema Cardiovascular: Rhabdomiosarcoma, hemangioma, hemangioendotelioma, hemangioma ovárico, hemangioma hepático.
2. Sistema Digestivo: Carcinoma de células transicionales, adenoameloblastoma en mucosa oral. Neoplasias gástricas: adenoma quístico, pólipos benignos, sarcoma gástrico. Neoplasias intestinales y cloacales: pólipos benignos, papilomatosis, adenoma, adenocarcinoma, leiomiosarcoma, carcinoma de células transicionales, carcinoma de células escamosas, carcinoma cloacal y sarcoma cloacal. Hematoma; todas las neoplasias pancreáticas descritas en serpientes han sido carcinomas o adenocarcinomas. Diversos crecimientos abdominales/mesentéricos, adenocarcinoma abdominal, mesotelioma.
3. Sistema Endocrino: Feocromocitoma de glándula adrenal.
4. Sistema Linfático y Hemático: Neoplasia linfoide, linfosarcoma, linfoma maligno, linfosarcoma leucémico, leucemia linfática, leucemia linfoide y leucosis linfoide.
5. Sistema Tegumentario: Papilomas en piel, papilomas epidermales, fibropapilomas, carcinoma intraoral de las células escamosas, fibromas, miofibroma edematoso por virus tipo C, fibrosarcoma, lipoma, xantoma (no se considera neoplasia en otras especies).
6. Sistema Músculo esquelético: Los tumores musculares en serpientes son raros. Rhabdomiosarcoma, leiomiosarcoma, rhabdomiosarcoma miocárdico, condrosarcoma, osteocondrosarcoma.
7. Sistema Nervioso/Células Pigmentarias: No ha habido informes de neoplasias que afecten sistema nervioso central y solo se ha reportado un neurofibrosarcoma, el

cual afecta al sistema nervioso periférico. Melanomas benignos y malignos, cromatóforo maligno, iridophoroma maligno, tumor de células pigmentadas.

8. Sistema Reproductivo: Ovarios: granuloma de las células de la teca, tumor de células granulosas, adenocarcinoma, fibromas ováricos. Testículos: tumor de células de Sertoli.
9. Sistema Respiratorio: Adenocarcinoma broncogénico, adenocarcinoma escamoso.
10. Sistema Urinario: Adenoma renal cortical, adenoma renal.

(Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Lagartos (18 benignos y 12 malignos)**

1. Sistema Digestivo: Carcinoma colónico, adenocarcinoma metastático en bazo, hepatomas, hepatocarcinoma, adenoma biliar.
2. Sistema Endocrino: Adenoma de la glándula tiroide, células de los islotes pancreáticos, feocromocitoma de glándula adrenal.
3. Sistema Linfático y Hemático: Linfoma, linfoma maligno, linfosarcomas, leucemia, linfosarcoma linfoblástico, leucemia linfoblástica, células tumorales en plasma, sarcoma de células del retículo.
4. Sistema Tegumentario: Fibropapilomas (frecuentemente reportados como pox), carcinoma de células escamosas, papilomas, fibrosarcoma/mesenquimosarcoma, mixoma.
5. Sistema Musculo esquelético: Encondromas (se puede relacionar a desordenes nutricionales), osteocondrosarcoma, osteosarcomas.
6. Sistema Nervioso/Pigmentos celulares: Melanoma.
7. Sistema Reproductivo: tumor quístico de células intersticiales en testículo y en ovario teratoma y adenocarcinoma.
8. Sistema Urinario: Neoplasia renal.

(Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Tortugas (17 benignos y 11 malignos)**

1. Sistema Cardiovascular: Rhabdomioma.
2. Sistema Digestivo: Proliferación adenomatosa en los conductos biliares intrahepáticos, papilomas en vesícula biliar asociados a trematodos en *Chelonia*

*mydas*; adenocarcinoma gástrico, carcinoma gástrico con metástasis renal en *Pelusios subniger*.

3. Sistema Endocrino: Adenoma parotídeo (signos: letargia, anorexia, deformación y reblandecimiento progresivo del caparazón), adenoma de la glándula tiroidea, carcinoma de la glándula tiroidea.
4. Sistema linfático y Hemático: Linfosarcoma linfoblástico sistémico, neoplasia linforeticular, leucemia mielogénica, neoplasia de las células hematopoyéticas.
5. Sistema Tegumentario: Papilomas, fibromas, fibropapilomas (la hirudina secretada por la sanguijuela tiene efecto estimulante en su crecimiento), papilomatosis verrucosa, carcinoma de células escamosas.
6. Sistema Respiratorio: Fibroma y fibroadenoma.
7. Sistema Urinario: Adenocarcinoma renal metastático.

(Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos son muy variables, puede presentarse anorexia, vomito, letargia, diarrea, constipación, etc., dependiendo del o de los órganos afectados, en algunos casos las tumoraciones pueden ser visibles o palpables; aunque la enfermedad se puede presentar de forma subclínica (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

Mediante la técnica de punción con aguja fina los resultados son difíciles de interpretar y frecuentemente no son de utilidad; es por esto que cualquier tumor debe de ser removido y mandado a histopatología o por lo menos tomar una biopsia, otros procedimientos clínicos útiles para detectar neoplasias incluyen examen físico con muestras de sangre y radiografías, los procedimientos más modernos incluyen tomografía computarizada e imágenes por resonancia magnética (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

El diagnóstico también se basa en la historia clínica exhaustiva, duración de la enfermedad o presencia del tumor, si este es visible se hará una descripción de los rasgos macroscópicos y características de crecimiento y finalmente los signos clínicos que exhibe el paciente (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico diferencial**

Se debe de recordar que no todos los crecimientos anormales son neoplásicos, especialmente en reptiles, donde ocurren procesos granulomatosos crónicos o inflamaciones de tipo caseoso, los cuales pueden imitar un tumor; parásitos como los plerocercoides, acantocéfalos y spirurido también pueden parecer tumores pero raramente causan enfermedad clínica (Mader, 2006).

### **Tratamiento**

El tratamiento igual que en otros animales incluye cirugía radiación y quimioterapia. La decisión del tratamiento depende de los factores del hospedador, tipo, localización y extensión de la neoplasia; así como el costo. De manera general se recomienda que si la enfermedad es sistémica dar un tratamiento sistémico y si la enfermedad es localizada la terapia puede ser local (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

- Terapia Local: entre las opciones de tratamiento local se encuentran la cirugía, radioterapia, quimioterapia intralesional, terapia fotodinámica, cirugía laser y criocirugía, los cuales han probado ser útiles en el tratamiento de tumores individuales. Para la mayoría de los tumores agresivos no metastásicos el tratamiento de elección es la cirugía (Mader, 2006).
- Quimioterapia: se utiliza para pacientes con enfermedad metastásica o con tumores que tienen un alta tasa metatásica (ver tabla 24). La administración de drogas antineoplásicas estas asociada a algunos riesgos pobremente definidos en reptiles; pero que pueden llegar a ser inmunosupresores y mielosupresores lo que da lugar a infecciones oportunistas (*Salmonella* puede ser un riesgo tanto para el paciente

como el dueño, *Cryptosporidium*, etc.) y/o la presentación de enfermedad clínica. Después de cada quimioterapia se deberá de realizar un hemograma para evaluar el estado de los leucocitos. Muchos agentes quimioterapéuticos tienen su activación o eliminación por el hígado; por lo que la administración de los medicamentos se hace en la porción craneal del cuerpo para evitar complicaciones a la circulación portarenal. Muchos agentes son excretados como metabolitos activos en orina y heces, por lo que los dueños pueden tener cierto riesgo de exposición; así que el cuidado y la higiene son esenciales para minimizar la exposición (Mader, 2006).

**TABLA 24**

**Lista de algunas Drogas quimioterapéuticas, dosis y vías de administración**

Agente Quimioterapéutico	Dosis	Vía de Administración	Tipo de tumor
Prednisona o corticosteroide equivalente	0.5-1 mg/kg	PO, SC, IM, IV	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Ciclofosfamida	10 mg/kg	IV, SC, IM, IC	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Clorambucilo	0.1-0.2 mg/kg	PO	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Melfalán	0.05-0.1 mg/kg	PO	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Doxorubicina	1 mg/kg	IV	Linfoma, carcinomas, sarcomas de alto grado
Cisplatino	0.5-1 mg/kg	Intralesional (oleosa), IV (prehidratada), IC	Carcinoma, osteosarcoma, sarcomas infiltrados (en la lesión), mesotelioma, carcinomatosis
Carboplatino	2.5-5 mg/kg	IV, IC	Carcinoma, osteosarcoma, mesotelioma, carcinomatosis
L-Asparaginasa	400 U/kg	SC, IM, IC	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Vincristina	0.025 mg/kg	IV	Linfoma, leucemia mieloproliferativa
Metotrexato	0.25 mg/kg	IV, SC, PO	Linfoma, leucemia mieloproliferativa

(Mader, 2006).

## **ENFERMEDADES MISCELANEAS**

### **1.- SEPTICEMIA BACTERIANA**

#### **Generalidades**

Es común en animales inmunocomprometidos o mantenidos en el abandono; las bacterias frecuentemente involucradas son gram negativos y entran a través de las heridas o se diseminan a partir de abscesos timpánicos, etc. (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

#### **Etiología**

Se presenta en tortugas acuáticas mantenidas en una pobre calidad de agua por largos periodos, donde los métodos de filtración no son los adecuados y las áreas de asoleo son limitadas; también se presenta en animales mantenidos por debajo de su rango de temperatura preferida; en condiciones de poca higiene y que no han recibido atención a heridas. La septicemia también es secundaria a una enfermedad crónica (McArthur et al, 2004).

#### **Signos Clínicos**

Los signos asociados no son específicos e incluyen un dramático declive en la salud y la conducta, debilidad aguda, desarrollan eritemas en patas, cuello, cabeza y en ocasiones en el plastrón, cuando la enfermedad ya está muy avanzada presentan hemorragias petequiales (ver Fig.70). Si no se trata rápidamente las zonas hemorrágicas se hacen de mayor tamaño y empiezan a parecerse a moretones, después los moretones se agrupan dañando grandes áreas de piel, la cual posteriormente adquiere una coloración entre amarillo y morado, la piel dañada se empieza a despellejar (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; <http://www.ayotl.com.mx/14501/67401.html>).



Fig.70. Vista de los eritemas y hemorragias petequiales que llegan a presentar reptiles con septicemia

### Diagnóstico

Se debe de hacer un cultivo sanguíneo y/o citología para la identificación del agente causal, hay que tener cuidado para no confundir los agentes patógenos con agentes contaminantes. Tomar en cuenta infecciones diseminadas que pueden sugerir septicemia (McArthur et al, 2004).

### Tratamiento

Para un tratamiento efectivo se debe de mejorar la nutrición y el manejo (temperatura corporal óptima principalmente); así mismo se debe tratar cualquier enfermedad primaria o secundaria y heridas. Los antibióticos se administran por vía IV, IO o IM junto con una terapia nutricional y de fluidos una vez obtenido el antibiograma, si no se tiene a la mano se pueden usar combinaciones de antibióticos. Como coadyuvante al tratamiento parenteral se puede administrar Ampicilina de 500,000 UI (solo el polvo), un frasco por cada 5 litros de agua cada 24 hrs. por 5 días ya sea en el agua del acuario o en el bebedero administraremos. En acuarios con filtro de carbón activado, este deberá de ser retirado mientras se esté administrando la ampicilina. Terminado el tratamiento se cambiara el agua y se mantendrá lo más limpia posible con su temperatura ideal para cada especie. (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; <http://www.ayotl.com.mx/14501/67401.html>).

## **2.- SINDROME DE MALADAPTACIÓN**

### **Generalidades**

Es un proceso en el cual un reptil no se adapta a la cautiverio, por lo que no come ni se desarrolla correctamente. No se considera como un diagnóstico válido por muchos veterinarios, ya que este síndrome es de origen multifactorial entre los que se encuentran: el estrés posterior a la captura de animales de vida libre, la manifestación de una enfermedad latente, relocalización e introducción a un ambiente extraño y cautivo, que puede verse exacerbado por una nutrición, temperatura, luz y encierro inadecuados. El problema frecuentemente progresa a enfermedades secundarias principalmente enfermedad metabólica (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Stocker, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

La serpiente que más afectada se ve por este síndrome es la pitón real (*Pithon regius*); si los animales afectados no reciben terapia de soporte y no se fuerzan a comer, se producirá caquexia e inanición. Es más fácil la adaptación en tortugas e iguanas (Beynon y Cooper, 1999; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

### **Patogenia**

Los efectos del catabolismo proteico son devastadores en reptiles con periodos prolongados de anorexia, debido a la producción excesiva de ácido úrico, lo cual predispone (además del problema subyacente) al animal a padecer de gota. Por otro lado, la grasa es movilizada como fuente de energía y por ende hay una pérdida de vitaminas liposolubles. El potasio se consume lo que lleva a debilidad muscular, cambios esqueléticos y alteraciones del sistema gastrointestinal como atrofia de las vellosidades intestinales, que deriva en malabsorción en caso de que el animal vuelva a consumir alimento (IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

## **Signos Clínicos**

No son específicos, se observa inactividad, letargia, anorexia, los animales se aíslan. Estos cambios se observan cuando el animal ha sufrido una reciente captura, es de reciente adquisición o a cambiado de propietario (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se necesita de una gran cantidad de estudios para descartar agentes causales de los signos, se llega al diagnóstico de maladaptación cuando no hay más explicaciones específicas para lo que le está ocurriendo al animal; el colesterol, triglicéridos, glucosa y proteínas están disminuidas, puede haber anemia, CPK (creatina fosfo-quinasa) y glóbulos blancos elevados, orina densa, aumento biliar (por la anorexia), insuficiencia renal (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## **Tratamiento**

Se debe de identificar la especie y edad para considerar los requerimientos del animal; investigar sobre los requerimientos ambientales, nutricionales y de comportamiento de la especie; considerar el enriquecimiento ambiental, proporcionar un lugar para la muda, los reptiles se deberán de mantenerse solos en su encierro ya que en libertad son especies solitarias (IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

Se debe descartar los factores patológicos primarios; en caso de que no aparezca ninguno se debe de proceder a dar terapia de soporte, de ser posible desparasitar al animal en caso de colecciones aislar al animal ya que puede ser potencialmente infeccioso (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

Se inicia la terapia de fluidos culminando en la recuperación del reptil con un cóctel de aminoácidos como Aminolite. Una vez hidratado el animal y hecha la corrección de los factores ambientales (elemento importante lugar para esconderse principalmente en pitones

reales [especie tímida]), es posible recurrir a la alimentación forzada (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

La cantidad de la dieta a administrar depende de la condición corporal del animal; si el paciente presenta una buena condición corporal se administrará el 75-100% de sus requerimientos nutricionales por día, durante las primeras 24-48 hrs.; si el paciente está en un estado crítico se administra el 40-75% de las necesidades energéticas diarias. La alimentación forzada es un evento estresante el cual puede desembocar en regurgitación, en animales de gran talla, la sedación o anestesia son de gran ayuda (IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

#### Tipo de alimento

- En animales herbívoros una papilla de vegetales frescos y frutas o pellets para cada especie (tortugetas, iguana-bits, etc.) junto con multivitamínicos (Ensure, nutriplus gel); además de aminoácidos (aminolite) y un multivitamínico, estas mezclas se administran a razón de 1-3% del peso corporal del animal por día, forzada o por sonda dependiendo de la condición general del paciente.
- En carnívoros se pueden usar dietas líquidas para gatos o presas licuadas con multivitamínicos y aminoácidos en caso de que el animal, mediante el uso de una sonda gástrica o la administración forzada de presas muertas (pinkies o ratones adultos) dependiendo de la condición general del paciente (a veces por el resto de la vida del animal) (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Ver video en el CD interactivo sobre la alimentación forzada y con sonda.

### **3.- ABSCESOS**

#### **Generalidades**

Son muy comunes y se presentan como abscesos timpánicos, de las extremidades y articulaciones, subdérmicos y sublenticulares (son comunes por una infección ascendente de un animal que ha padecido una estomatitis necrótica previa), los primeros son más comunes en quelonios, los segundos y terceros en lacértidos y los últimos en ofidios (Beynon y Cooper, 1999).

#### **Etiología**

- Heridas que se contaminan
- Pobre higiene
- Inmunosupresión (nutrición y temperatura inadecuadas).

(McArthur et al, 2004).

#### **Patogenia**

Al haber una deficiencia de vitamina A, el tejido epitelial presenta susceptibilidad a cualquier lesión; por lo que el área afectada es fácilmente infectada por agentes patógenos, en especial cuando el manejo es pobre. La infección también puede esparcirse vía hematogena y resultar en septicemia o en la formación de abscesos o fibroabscesos dentro de órganos o estructuras. Las enfermedades concurrentes y debilidad del paciente son comunes (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

## **Signos Clínicos**

Se observa una o varias inflamaciones subdérmicas en cualquier parte del cuerpo, con el absceso sublenticular el ojo se ve de color blanquecino y el animal pierde visibilidad; por lo que cambia su conducta (ver Fig.71) (Beynon y Cooper, 1999).

Fig.71. Serpiente con absceso sublenticular



## **Diagnóstico**

Ya que los abscesos de los reptiles son caseosos la punción con aguja fina no siempre es de utilidad en cuanto a los abscesos subdérmicos, articulares y en extremidades, por lo que si no se obtiene material con la punción se recomienda hacer el desbride. Respecto a los abscesos sublenticulares el diagnóstico es más fácil pues se hace a partir de los signos clínicos (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico diferencial**

Cuando hay inflamación en articulaciones y extremidades hay que tomar una placa radiográfica para asegurarse de que no se trata de una fractura especialmente en lacértidos. También deben de diferenciarse de granulomas (Beynon y Cooper, 1999).

## **Tratamiento**

Los abscesos cutáneos simples pueden abrirse bajo anestesia general. La mayoría son espesos, pero en ocasiones se observa un pus líquido maloliente. El procedimiento casi siempre es la remoción quirúrgica y esta descrito en el siguiente apartado de abscesos aurales. Cuando el hueso está afectado la única solución es la amputación. Los muñones no deben salvarse, por que las heridas siempre se abren requiriendo una segunda operación. Siempre se deja una masa de músculo, retirada de hueso con un elevador perióstico, para suturar a través de la cavidad articular (Beynon y Cooper, 1999).

El tratamiento del absceso lenticular es difícil ya que se debe de incidir la membrana lenticular; la incisión debe ser por el ángulo lateral debe de retirarse todo el material mediante lavados con clorhexidina o povidona iodada (0.5-1%) y se debe de hacer la asepsia diaria de la zona con los antisépticos anteriores y administrar los antibióticos adecuados (Frye, 1994; Beynon y Cooper, 1999).

### **3.1.-ABSCEOS AURALES**

#### **Generalidades**

La mayoría de los quelonios sufren de abscesos por infecciones de los oídos, las cuales son resultado de una infección ascendente por medio del tubo de Eustaquio. Las infecciones son más comunes en tortugas acuáticas con un control inadecuado en la calidad del agua; las tortugas terrestres mantenidas a bajas temperaturas; sin calor suplementario o techo, también desarrollan dichas infecciones. La inflamación puede ser crónica y pasar inadvertida para el cuidador. La inflamación del oído puede ser un hallazgo incidental cuando el animal es presentado a la consulta por otras causas; frecuentemente los cuidados recientes no son los adecuados; la calidad del agua es pobre en especies acuáticas; otra enfermedad concurrente puede evidenciarse, la cual puede estar ligada a la infección del oído (McArthur et al, 2004).

#### **Etiología**

- Pobre higiene (ver Fig.72)
- Inmunosupresión (nutrición y temperatura inadecuadas).
- Deficiencia de vitamina A

(McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

## Patogenia

Es la misma descrita para abscesos (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

Fig.72. Tortugas mapa y de orejas rojas mantenidas con un control de calidad del agua inadecuado y sin calefacción



## Signos Clínicos

La asimetría de la cabeza es obvia, observándose una aparente tumefacción en una o ambas escamas timpánica (detrás del ojo, ver Fig.73). La tumefacción aparece de un color blanquecino o amarillento a través de la piel y puede presentarse en uno o ambos lados. Se observa un pequeño grano de pus en la entrada del conducto laringotimpánico o tubo de Eustaquio, al examinar el fondo de la boca. La infección de los oídos puede esparcirse y predisponer o presentar una septicemia; también puede llegar a estructuras vecinas ocasionado osteomielitis de la mandíbula y celulitis ascendente, llega a afectar las estructuras del ojo (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).



Fig.73. Tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*) mantenida en la pecera de la foto anterior, es evidente la protuberancia en la escama timpánica

En el lugar donde la infección esta activa, el animal puede llegar a arañarse; el equilibrio del animal rara vez es afectado; aunque pueden llegar a presentarse anomalías. No es bien sabido si la infección puede llegar a comprometer el sentido del oído (McArthur et al, 2004).

## Diagnóstico

La inflamación de los escudos timpánicos es patognomónica; siempre checar el punto de salida del tubo de Eustaquio hacia la faringe durante el examen oral, siempre revisar si la condición no es bilateral y considerar la posibilidad de una enfermedad concurrente. Una radiografía evidencia si el problema ha ocasionado osteomielitis. Se recomienda un examen

clínico completo, un examen fecal y una evaluación de la salud general a través de un examen sanguíneo (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

El material obtenido del oído y del tubo de Eustaquio debe de ser mandado a citología, cultivo y antibiograma (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

El tratamiento es mediante debridación quirúrgica; los cultivos microbiológicos y antibiograma del contenido servirán para el tratamiento postoperatorio; la enfermedad concurrente debe de ser manejada y la nutrición y el manejo deben ser optimizados. El proceso quirúrgico es el siguiente:

Se limpia la piel con un antiséptico cutáneo y se aplica una pomada en el ojo para proteger la conjuntiva. Debe efectuarse una incisión en la membrana inflamada a lo largo de su margen ventral y retirar todo el pus. Después de limpiar la cavidad, hay que llenarla con una pomada antibiótica como Bronsin®, también se puede hacer un lavado a chorros (ligera presión) con povidona iodada diluida (0.5-1%); se sutura la membrana timpánica para evitar la presencia de crestas en la herida. La limpieza con povidona se debe continuar de 5-7 días (Beynon y Cooper, 1999; Frye, 1994; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002).

Algunos autores recomiendan el uso de antibióticos sistémicos solamente si no hay resolución con lavados diarios, si la enfermedad es recurrente, o bien si el cultivo indica un patógeno muy específico al cual no se ha logrado erradicar. (IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## 4.- DISECDISIS

### Generalidades

Conforme los reptiles se desarrollan la piel no se va expandiendo a la par por lo que ellos tienen que mudarla, a este proceso se le conoce como ecdisis; durante este evento, ocurre una sincronización del estrato germinativo de la piel, formando una capa nueva y desechando la anterior, la capa nueva sufre el proceso de queratinización. Cuando la muda es incompleta o hay retención de la piel y espículos (en el caso de serpientes) se le conoce como disecdisis (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Stocker, 2004).

Uno de los signos frecuentes de la muda de piel en las serpientes, es que la coloración de la piel y el ojo se torna algo azulosa por la acumulación de líquido entre las dos capas del epitelio. Las serpientes sanas mudan de una sola intención (a diferencia de tortugas y lagartos que lo hacen por partes), incluyendo los espículos (ver Fig.74) y previo a este proceso, se muestran inactivas, no consumen alimento (ni se les ofrece) y tratan de estar aisladas (IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).



Fig.74. Diferencia de la muda entre lagartos y serpientes, la primera va por partes mientras la otra es de una sola intención



### Etiología

Es causada por la presencia de ectoparásitos, traumatismos, mala nutrición, deshidratación, debilidad, estrés por manejo constante durante la muda y un ambiente inadecuado en el cual destacan una humedad muy baja o muy alta, la falta de rocas o troncos para que se puedan restregar en ellos y quitar la vieja piel, así como la falta de lugares para que tomen baños de manera regular en el terrario, los cuales son requeridos para llevar a cabo la muda de forma adecuada (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Stocker, 2004).

## **Signos Clínicos**

La piel que no es mudada forma anillos de piel muerta los cuales causan constricción dando lugar a necrosis de la punta de la cola y falanges. También puede afectar los párpados resultando en una conjuntivitis (en caso de quelonios y saurios) y si se presenta en zonas mucocutáneas de la cavidad oral predispone a estomatitis. En las serpientes la agudeza visual se modifica por completo si los espéculos no han sido mudados, por lo que también su conducta cambia. Este problema puede verse complicado con infecciones bacterianas o fungales (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Stocker, 2004).

## **Diagnóstico**

Se detecta por que la piel vieja cubre los ojos haciendo que se vean opacos; pero no debe de confundirse con la ecdisis normal que produce un líquido para ayudar en la muda el cual hace que el ojo se vea azul (Beynon y Cooper, 1999; Stocker, 2004).

## **Tratamiento**

Muchas veces es suficiente el proveer una superficie rugosa para que el animal se pueda quitar la piel vieja junto con baños de inmersión, si no funciona se puede colocar al animal en entre 2 toallas húmedas, sobre un sustrato tibio (30°C) para ayudar con la muda, también se le puede asistir tallando con cuidado al animal con una serie de borlas de algodón de húmedas a secas partiendo de nariz a cola. Se debe de tener mucho cuidado con la remoción del espéculo en serpientes ya que se puede retirar el espéculo nuevo de forma permanente dejando el ojo sin protección, el animal desarrolla una queratitis, produciendo la desecación del ojo y la pérdida de éste; por lo que no se debe hacer con pinzas o cinta adhesiva pues causan daño permanente, solo se debe de intentar con un algodón húmedo después de la aplicación de hipromelosa (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Stocker, 2004).

Si se presenta inflamación o infección localizada, se hace uso de ungüentos tópicos y colirios conjuntivales (Ackerman, 1997; IMFAC Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

## **ENFERMEDADES ASOCIADAS AL TRACTO GASTROINTESTINAL**

### **1.- ESTOMATITIS**

#### **Generalidades**

La estomatitis es una enfermedad multifactorial, las causas principales son un mal manejo en los parámetros ambientales (temperatura, humedad, ventilación e iluminación), condiciones poco sanitarias (agua sucia) y la nutrición (deficiencia de vitamina A y C), así como traumatismos en la cavidad oral (material de cama inadecuado, daño ocasionado por la presa, intentos de escape); lo que conlleva a problemas de inmunosupresión, permitiendo a agentes infecciosos la colonización de la mucosa oral, dando el cuadro característico de la enfermedad, los agentes más comúnmente involucrados en la estomatitis son: *Pseudomona*, *Aeromona*, *Herpesvirus*, *Salmonella*, y Hongos.

La patogenia, signos clínicos, lesiones y tratamiento se describen de acuerdo a las etiologías anteriormente mencionadas por lo que se recomienda su lectura para saber más acerca de este padecimiento.

### **2.- DEFORMIDADES DEL PICO EN QUELONIOS**

#### **Generalidades**

Las tortugas (excepto las de caparazón blando) al tener un pico corneo padecen de problemas de malformaciones, causadas por un exceso en el crecimiento de la queratina; el grado de distorsión es variable, y puede ser influenciado por la dieta; por ejemplo: los frutos ejercen muy poco uso de la boca comparado con la fibra de la materia verde; la

ranfoteca también puede verse afectada por la deficiencia de calcio en la dieta (Alderton, 2002).

## **Etiología**

Pueden ser muchos los factores involucrados; entre ellos se encuentran los siguientes:

- Falta de un sustrato abrasivo.
- Traumatismo.
- Crecimiento acelerado (exceso de proteínas)
- Enfermedad metabólica del hueso.
- Hipovitaminosis A y otras enfermedades metabólicas.
- Infección localizada.
- Osteomielitis secundaria a estomatitis crónica.

(Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

Las lesiones en el pico son evidentes por si solas, la ranfoteca está excesivamente larga, la mandíbula puede mostrar una deformidad similar a la mandíbula de caucho en mamíferos con hiperparatiroidismo y enfermedad nutricional del hueso u osteomielitis lítica. La enfermedad metabólica del hueso frecuentemente ocurre en conjunto con otros desordenes nutricionales (McArthur et al, 2004).

Los músculos de la mandíbula distorsionan el pico si la enfermedad metabólica del hueso resulta en una inadecuada calcificación durante el periodo de crecimiento. Dichos animales muestran una mandíbula mucho más corta (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Las lesiones son evidentes por si solas. Las causas subyacentes necesitan de una investigación más detallada como: historia, evaluar nutrición y manejo, examen hematológico y química sanguínea (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Corregir las causas de enfermedad sistémica y optimizar las practicas de manejo; tratar las infecciones subyacentes de acuerdo a los organismos identificados y la sensibilidad a los antimicrobianos. Recortar el exceso de pico (se puede usar disco abrasivo o un corta uñas) no se requiere el uso de anestesia, para el procedimiento; pero si de sedación. Los materiales que se usan para reparar los picos de las aves también son de utilidad cuando se necesita la reconstrucción de la anatomía facial: por ejemplo la resina epóxica ayuda a estabilizar un pico fracturado o astillado. Las fijaciones externas ayudan en la estabilización de fracturas de la mandíbula (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

## **3.- ENFERMEDAD ENTÉRICA IATROGÉNICA**

### **Generalidades**

También conocida como síndrome del intestino estéril, este síndrome describe un trastorno de la flora intestinal, especialmente después de un tratamiento con antibióticos (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Generalmente es iatrogénica por un tratamiento excesivamente largo con antibióticos o por sobredosis de los mismos, resultando en un sobre crecimiento de patógenos. El sobre crecimiento de patógenos también puede ser dado por dietas con altas cantidades de fruta o inanición crónica (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

La flora intestinal normal de los reptiles frecuentemente se ve alterada o destruida por dietas con altas porciones de frutas, inanición crónica y/o antibioterapia (especialmente por

vía oral) predisponiendo a crecimiento de patógenos o sobre crecimiento de agentes que son parte de la flora normal como *Candida* spp. (McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

El animal no digiere de manera adecuada los alimentos por lo que hay trastornos digestivos manifestados en diarreas o mala digestión (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico**

Se realiza mediante estudios coprológicos y en base a la signología presentada (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

Para estabilizar a los animales afectados se recomienda dar a comer heces de animales sanos de la misma especie; el donador debe estar libre de cualquier enfermedad viral o parasitaria. La enteritis micótica puede ser tratada efectivamente mediante el uso de Nistatina (pitones: 100, 000 UI/Kg vía PO cada 24 h por 10 días) y glucocorticoides a dosis arbitrarias (dexametasona 0.625-0.125 mg/kg) (Frye, 1994; McArthur et al, 2004).

## **4.- ENFERMEDAD HEPÁTICA**

### **Generalidades**

La enfermedad hepática puede ser producida por agentes infecciosos (virus, bacterias, hongos, protozoarios o ser consecuencia de migraciones parasitarias); enfermedad inflamatoria, hepatotoxinas, enfermedades nutricionales, neoplasias y lipidosis (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

Se observa pérdida o ganancia de peso, anorexia, biliverdinuria, inactividad, letargia e ictericia, los cuales son típicos de una hepatopatía (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se hace por medio de química sanguínea y biometría hemática; así como con el uso de radiografía, ultrasonografía y endoscopia; también se puede tomar una biopsia y hacer un examen histopatológico o una citología. En el examen postmortem el hígado revela un tamaño anormal, así como tamaño y textura (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Depende de la etiología de la hepatopatía. El tratamiento general consiste en terapia de fluidos y manejo nutricional, se debe de mejorar el ambiente del animal. La lactulosa ayuda a reducir el riesgo de una encefalopatía. Los antimicrobianos y antivirales son beneficiosos (McArthur et al, 2004).

## **5.-LIPIDOSIS HEPÁTICA**

### **Generalidades**

La lipidosis hepática es relativamente común en quelonios cautivos principalmente en tortugas acuáticas de la especie *Trachemys* y en iguanas. La lipidosis es un proceso normal durante procesos fisiológicos como en la hibernación para su mantenimiento y para facilitar un apropiado metabolismo durante la vitelogenesis. Pero cuando ocurre patológicamente es debido a un inadecuado manejo y problemas nutricionales en los cuales el animal debe echar mano de sus reservas grasas para generar energía de tal manera que en los cuadros donde se presenta la anorexia son muy frecuentes estas lesiones (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## **Etiología**

Una hibernación excesiva hace que el animal tenga que usar sus reservas grasas; así mismo la comida inapropiada (comida para perro o gato, leche, jamón, pan, papas y queso sobretodo en herbívoros) y la sobrealimentación se asocian con obesidad y lipidosis hepática. El hiperparatiroidismo crónico también resulta en un trastorno del metabolismo de los lípidos. La lipidosis toxica iatrogénica se ha asociada con inyecciones inapropiadas de ivermectina (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

La lipidosis hepática es multifactorial y raramente existe por sí misma y siempre está relacionada con un gran número de enfermedades crónicas (estasis folicular, inanición, deficiencia crónica de nutrientes, anorexia, etc.). Las hembras maduras que sufren de estasis folicular en asociación con lipidosis hepática, han estado aisladas del contacto con machos además de que no han ovopositado por más de 5 años (McArthur et al, 2004).

## **Patogenia**

En los casos de inanición la lipidosis surge por la inhabilidad del hígado de metabolizar, procesar y movilizar las reservas grasas, ya que al carecer de nutrientes esenciales hay una deficiencia de factores lipotrópicos (McArthur et al, 2004).

La lipidosis hepática también resulta de una inapropiada exposición a las fuentes de luz y temperatura haciendo que el animal entre en hibernación en una estación poco apropiada; el hiperparatiroidismo se asocia con trastornos en el metabolismo de los lípidos; así como otras endocrinopatías sensibles a la luz desencadenando los indicadores naturales del almacenamiento de grasas para la hibernación (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

Se aprecian cuando el 75% del organismo es afectado, siendo de mal pronóstico, los animales afectados pueden presentar diarreas verdosas malolientes, orina verdosa y densa,

apatía, extremidades caídas o flácidas, piel péndula, ascitis, encefalopatía (incoordinación, torneo) sobre todo tortugas y lagartos, peso excesivo, bajo o normal, inactividad, anorexia, y probablemente una enfermedad concurrente. También tienen reducción del metabolismo de fármacos, con una pobre respuesta por ejemplo a la enrofloxacin (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

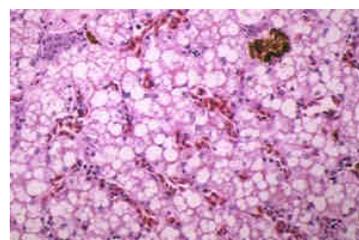
### **Lesiones Macroscópicas**

El hígado se observa amarillo, presenta una consistencia friable, además de estar hinchado con bordes redondeados (McArthur et al, 2004; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/tortu.htm>).

### **Lesiones Microscópicas**

Histológicamente se observan los hepatocitos con su citoplasma lleno de vacuolas, el núcleo dependiendo del grado de la lesión, se puede ver desplazado a la periferia (ver Fig.75) (<http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/tortu.htm>).

Fig. 75 Lipidosis hepática en un ejemplar de *Testudo graeca*



### **Diagnóstico**

Se basa en la historia: apetito y actividad reducida, fecundidad y fertilidad, pérdida de peso, complicaciones después de la hibernación, alteración en el color y características de las heces fecales. Análisis de sangre: los cambios no son específicos ya que pueden deberse a otra enfermedad primaria o concurrente; en los cuales se observa heterofilia tóxica o grasa, AST, ALT, ácidos biliares, biliverdina, CHOL, TRIG y urea elevados (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Todavía no se desarrollan pruebas de función hepática en quelonios. Se ha reportado el diagnóstico por medio de endoscopia, biopsia de hígado (histopatología) en saurios por el lado izquierdo (en el derecho está la vesícula y la vena porta) y generalmente observaciones

que se hacen, a la necropsia (examen postmortem) (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## **Tratamiento**

El tratamiento es prologado en especial en animales severamente debilitados, por lo que el mejoramiento necesita de meses de cuidados. Primero se comienza con el tratamiento de la enfermedad primaria (estasis folicular, hiperparatiroidismo, etc.), además de la corrección del manejo especialmente nutrición, el manejo de las horas luz y temperatura anual, regular el metabolismo del calcio (McArthur et al, 2004).

El soporte nutricional involucra la rehidratación, reemplazo de electrolitos y alimentación por sonda con dietas ricas en carbohidratos y suplementos de aminoácidos. Algunos tratamientos empíricos incluyen suplementación con hormonas tiroideas, con o sin esteroides anabólicos. También se menciona el tratamiento con glucocorticoides (estimulan la gluconeogenesis) 0.5mg/ 7días junto con la administración de miel 1:2 con agua a dosis de 15ml/kg para mantener los niveles séricos de glucosa; el uso de lactulosa si presentan encefalopatía a dosis de 0.5ml/kg/d, tiroxina 20 µg/ 2días oral, carnitina 250 mg/kg, colina 50mg/kg, metionina 250mg/48h menos de 10 días. Se aconseja no coman 1día/semana, activar a los animales mediante el ejercicio (exploren, se busquen la comida), evitar la hibernación (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)); <http://www.webs.ulpgc.es/apretil/tortu.htm>).

## **6.- Obstrucción/Impactación Intestinal**

### **Generalidades**

La obstrucción e impactación intestinal es común en quelonios, boidos e iguanas y es debida a una ingestión de cuerpos extraño ya sea accidental o por carencias minerales (preñez, dietas pobres). Las tortugas acuáticas pueden ingerir los utensilios usados para la pesca (anzuelo, hilo de pescar, etc.) y al igual que los boidos e iguanas están predispuestas a la ingestión de material que puede producir obstrucción cuando se alojan en terrarios que

contienen grava de un tamaño ingerible como sustrato. Las tortugas terrestres e iguanas se encuentran predispuestas a impactación intestinal por la ingestión de arena (geofagia) o grava (litofagia) usada como sustrato (incluso ocurre en marcas que dicen no causar impactación); el color de la arena y el uso de resinas influyen su ingestión en las tortugas terrestres; por ejemplo la arena de color amarillo o rojo tal vez sea confundida con comida; mientras que las iguanas la ingieren al adherirse el sustrato al alimento; las tortugas que pastan pueden llegar a ingerir objetos plásticos en especial los de color rojo o blanco (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

La vitelogenesis está asociada con la ingestión de material de color blanco como hueso, piedras y porcelana; coincidiendo cuando incrementan las demandas metabólicas de calcio; mientras que los reptiles que son alimentados con productos traídos del supermercado pueden ingerir los alambres, las bolsas de plástico y las ligas con que vienen sujetos (McArthur et al, 2004).

Se le ha tratado de encontrar un significado fisiológico y nutricional a la litofagia como asistir en mantener el pH intestinal, detoxificar plantas tóxicas, controlar parásitos intestinales o mantener la forma del pico; sin embargo esto no se ha demostrado y trae más problemas que beneficios, por lo que no se les deberá de incitar a ingerir estos materiales aunque en algunos manuales para principiantes (como el de Harris) digan que si es necesaria la litofagia para la digestión (Harris, 1994; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

También se ha reportado obstrucción en ausencia de cuerpos extraños, la cual puede ser debida a neoplasias, intususcepción o vólvulo. No todo el material extraño en el tracto digestivo es patológico y pequeñas cantidades son hallazgos incidentales al examen radiográfico especialmente cuando el material esta en el intestino grueso y en ausencia de enfermedad (McArthur et al, 2004).

## Patogenia

Factores internos como la deshidratación y la falta de movilidad por espacios reducidos complican el cuadro; además algunas especies de lagartos tienen un pasaje estrecho entre colon y recto (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

## Signos Clínicos

No son específicos, incluyen anorexia y apatía, pujo, regurgitación de fluidos y comida, caquexia, debilidad general y deshidratación; si la condición es crónica los signos se vuelven más severos, llegando a presentar prolapso cloacal (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## Diagnóstico

El diagnóstico se hace usando técnicas de imagenología entre las que se encuentran radiografías simples y de contraste, ultrasonido y endoscopia (ver Fig. 76) (Beynon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Fig.76. Iguana verde, la cual falleció por una impactación intestinal; debido a que, ingirió el maíz usado como cama



## Tratamiento

El tratamiento para cuerpos extraños en intestino y obstrucción es similar al de mamíferos domésticos; el cual debe incluir terapia de fluidos oral y sistémica; se usan baños de inmersión en agua poco profunda durante 30-60 min, para la defecación y la bebida; así como promover la peristalsis (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

Los enemas son útiles y se puede usar agua tibia o aceite mineral; también se puede usar el aceite mineral vía oral como lubricante gastrointestinal o el uso de laxantes orales, pero se debe evitar que sea aspirado por el peligro de provocar una neumonía o asfixia aguda mortal. Igual que en las especies domésticas si se sospecha de una obstrucción no se deberán de utilizar estimulantes de la motilidad (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

La temperatura, el estado de hidratación y nutricional; (especialmente el metabolismo del calcio) y el contenido de fibra y humedad en la dieta, tienen gran influencia (McArthur et al, 2004).

En el caso de impactación se han llegado a utilizar algunos estimulantes de la motilidad como cisaprida 0.5-2 mg/kg oral, primperán 0.06-1 mg/kg/día 7 días oral, metoclopramida o eritromicina aunque la literatura dice que algunos artículos que se revisaron no recomiendan su uso. También se ha usado la parafina líquida 2-5ml/kg diluidos 1:1 en solución salina fisiológica vía oral o cloacal cada 8-10 horas o 2 gotas de diacil sulfosuccinato sódico. Si los movimientos peristálticos del íleon no presenta ningún cambio dentro de 24 horas, se deberá de considerar la intervención quirúrgica mediante celotomía con el fin de evitar una necrosis (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Se debe de cambiar el sustrato por uno de material digestible en caso de que llegue a ser ingerido como periódico, arena de calcio o pellets de alfalfa para conejos y no poner su comida en la cima de arena o grava si no en platos hondos que no permitan que los alimentos entren en contacto con el sustrato (ver fig. 39) (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## **7.- ENTERITIS Y COLITIS**

### **Generalidades**

Estos padecimientos son muy comunes en quelonios (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Las lesiones son frecuentemente asociadas con invasión bacteriana de la pared del intestino, los microorganismos encontrados en las lesiones son aquellos que forman parte de la flora intestinal normal que han podido invadir la mucosa por que el animal se encuentra inmunocomprometido o mal nutrido. La enteritis y colitis también son comunes en animales que se mantienen a bajas temperaturas en sus albergues, que no han tenido una hibernación apropiada y aquellos con dietas inadecuadas (McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

El animal presenta inflamación de las asas intestinales con acumulación de gas y diarrea, pueden presentar sangre en las heces. En general el reptil presenta apatía y anorexia o disminución en el consumo de alimento (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

Se recomienda una evaluación endoscópica para obtener un diagnóstico definitivo. Un cultivo de las heces puede no ser de mucha ayuda debido al gran número de microorganismos entéricos normales, pero un cultivo puro es útil para identificar al agente causal (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

Consiste en administrar antibióticos sistémicos contra gram negativos y organismos anaeróbicos, dependiendo del cultivo y antibiograma; además de terapia de fluidos y

nutricional así como mejoras en el ambiente. La administración de heces de animales sanos es de gran ayuda (McArthur et al, 2004).

## **8.- PROLAPSO CLOACAL/INTESTINAL**

Este tema es tratado junto con el tema de prolapso del órgano cloacal en enfermedades asociadas al aparato reproductor.

## **ENFERMEDADES ASOCIDAS AL APARATO RESPIRATORIO**

### **1.- ENFERMEDAD DEL TRACTO RESPIRATORIO INFERIOR**

#### **Generalidades**

Las enfermedades del tracto respiratorio inferior son relativamente comunes en reptiles cautivos y pueden ser causadas por agentes virales, bacterianos, micóticos o una o varias combinaciones de estos (McArthur et al, 2004).

Los pobres estándares de higiene, manejo y nutrición son comunes, la enfermedad por causa viral es debida a la exposición reciente con animales portadores del agente infeccioso; aunque también hay recaídas cuando los estándares de los cuidados generales son pobres como ocurre con los herpesvirus, en serpientes la estomatitis deriva en afecciones respiratorias (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

#### **Signos Clínicos**

Dependen del grado de lesión y se encuentran con: una postura anormal con el cuello estirado y la boca abierta manifestando una dificultad respiratoria ya sea en la inspiración o espiración, inactividad, letargia, anorexia, sonidos respiratorios anormales, aumento de la tasa respiratoria en especial en reposo y la presencia de una enfermedad concurrente. En tortugas acuáticas se llega a observar que nadan inclinadas, debido al colapso pulmonar que produce la neumonía, haciendo que se hundan del lado afectado. Las serpientes al no tener

diafragma se suben a las ramas y cuelgan la cabeza para que escurra el moco (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico**

La confirmación de enfermedad del tracto respiratorio inferior se confirma mediante técnicas de imagenología (radiografías) combinadas con histopatología, citología y cultivos de las lesiones. Otros exámenes diagnósticos de gran ayuda son la biometría y química sanguínea, lavado transtraqueal, lavado de pulmón, endoscopia traqueal, biopsia de las lesiones en pulmón, etc. (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

El tratamiento depende de la etiología y de los factores predisponentes; los cuidados generales deben de mejorarse; se recomienda el aislamiento de los individuos afectados, terapia de fluidos, baños de inmersión, soporte nutricional, nebulizaciones y de ser necesario medicaciones con atropina, diuréticos, oxigenoterapia e inmunoestimulantes; la antibioterapia puede requerir la administración directa del medicamento en pulmón. La acetilcisteína puede usarse como mucolítico en nebulizaciones 3 veces/día o instilación directa. Hay que mejorar los parámetros ambientales (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **2.- ENFERMEDAD DEL TRACTO RESPIRATORIO SUPERIOR**

### **Generalidades**

También conocida como URTD (upper respiratory tract disease) por sus siglas en inglés, es una enfermedad multifactorial en la cual pueden estar involucrados agentes virales, bacterianos y micoplasmas; se presenta en animales mantenidos en condiciones ambientales poco propicias (McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003).

## **Etiología**

Infecciones virales (herpesvirus), micoplasmosis (*Mycoplasma agassizii*) o infecciones mixtas de los agentes anteriores, infecciones bacterianas como invasores secundarios entre las que destacan *Pasteurella testudines* y *Clamydophila*; infecciones micóticas, infecciones por clamidias, hipovitaminosis A y condiciones de humedad y temperatura poco propicias (McArthur et al, 2004; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Wissman M. A., 2003).

## **Transmisión**

Es común que la enfermedad se presente después del periodo de hibernación, cuando los animales están inmunocomprometidos o después de que se han introducido animales nuevos en una colonia establecida los cuales son portadores de la enfermedad o un animal de la colonia desata la enfermedad (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

Los signos observados son: postura anormal, inactividad, letargia, anorexia, descarga ocular, descarga bucal, aclaración de los tejidos alrededor de la nariz, aumento de sonidos respiratorios o sonidos respiratorios anormales, descarga nasal serosa, sanguinolenta o purulenta; esto no significa que todos los animales con descarga nasal sufran de enfermedad del tracto respiratorio superior, ya que la conexión anatómica de la boca y el tracto superior por medio de la cohana hace que cualquier condición que produzca hipersalivación provoque descarga de saliva por la nariz (una descarga crónica irrita la mucosa, quedando esta susceptible a infecciones secundarias) o puede ser ocasionada por estrés; una enfermedad concurrente (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003).

## **Diagnóstico**

Como es una enfermedad multifactorial deben de hacerse varias pruebas para poder determinar la causa, se comienza con exámenes sanguíneos, imágenes de diagnóstico además de la información obtenida en el examen clínico; para llegar al diagnóstico nos podemos ayudar de las siguientes técnicas: radiografías craneocaudales, laterales y dorsoventrales (muestran el tejido afectado denso y radiopaco) endoscopia, biopsia, citología e histopatología, microscopia electrónica, aislamiento viral, serología, aislamiento bacteriano, cultivos microbiológicos, tests moleculares como PCR (McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003).

## **Tratamiento**

El tratamiento depende del agente causal, en caso de que el agente sea un herpesvirus no se puede eliminar y solo se puede ayudar a las defensas del animal, así como evitar factores estresante que permitan que el virus o bacteria ataque; en el caso de *Mycoplasma agassizii*; se puede atacar con enrofloxacin, tilosina, doxiciclina o claritromicina (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

La infección por *Clamydophila* puede ser tratada exitosamente con enrofloxacin y doxiciclina; tomando en cuenta que inyecciones repetidas de enrofloxacin pueden causar severos daños a tejidos, dolor e incluso daño a nervios así que lo mejor es empezar con una inyección y luego cambiar a tratamiento oral (Wissman M. A., 2003).

Hacer lavados de los ollares ayuda a debridar el área y disipar los signos; se recomienda lavar con antibióticos (enrofloxacin, tetraciclina, doxiciclina o claritromicina), correctamente diluidos para no quemar o lesionar tejido interno. En algunos casos ayuda la nebulización ya que el antibiótico al ser inhalado llega a tejidos profundos del tracto respiratorio. Los antibióticos anteriores también se pueden usar por vía sistémica otros que se pueden usar son ampicilina (3-6mg/kg 1-2 veces por día O, SC, IM), carbencilina (50-100mg/kg inicial, posteriormente 50-75 mg/kg), gentamicina (10 mg/kg IM o SC cada 48 h). En quelonios se recomienda el uso de diuréticos para las enfermedades respiratorias

como la furosemida a dosis de 5 mg/kg IM o SC, o el uso de bumetadina a dosis de 0.06 mg/kg IM. La acetilcisteína puede usarse como mucolítico (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Frye, 1994; Wissman M. A., 2003).

Durante el tratamiento hay que mantener la temperatura en el punto más alto del rango máximo tolerado dependiendo de la especie y administrar una terapia de fluidos así como baños de inmersión en agua o bebidas deportivas (Gatorade) tibias para asegurarse de que el animal beba y se hidrate. Se deben de hacer mejoras en el mantenimiento (temperatura, luz, humedad y nutrición) (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## **ENFERMEDADES ASOCIADAS AL APARATO RENAL**

### **1.- CÁLCULOS CÍSTICOS**

#### **Generalidades**

Los quelonios parecen tener predisposición a este problema (cálculos císticos), también se ha detectado en iguanas (McArthur et al, 2004).

#### **Etiología**

Los cálculos císticos son frecuentemente producto de la deshidratación especialmente en especies uricotélicas; Las causas que pueden predisponer este cuadro son: la acidosis y alcalosis, hepatopatías y desbalances minerales en la dieta o el tipo de agua que se suministra. También se comenta que la hibernación puede traer como consecuencia la deshidratación y por lo tanto la formación de cálculos por lo que se puede manifestar en animales que acaban de hibernar (McArthur et al, 2004).

Se ha informado que el encontrar precipitados moderados de sodio, potasio o uratos de amonio pueden ser normales en especies uricotélicas; los uratos de calcio son más frecuentes cuando se suministra un exceso de calcio en dieta (McArthur et al, 2004).

## Signos Clínicos

El animal puede no presentar signos clínicos; y cuando se perciben es porque existe disuria, anuria, paresia posterior, aumento de peso, distensión celómica y de la fosa prefemoral; tenesmo y/o tensión, levantamiento continuo del plastrón caudal; también se dice que puede provocar distocia o prolapso del órgano cloacal (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

## Diagnóstico

Los cálculos son un hallazgo incidental; deben de ser diferenciados de huevos ectópicos. Los cálculos pueden ser diagnosticados por palpación cuidadosa (en quelonios en la porción de piel descubierta entre las piernas traseras y el caparazón); radiografías (ver Fig.77) ultrasonido; exploración celómica y endoscopia cloacal son útiles (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

Fig.77. Radiografía que muestra un cálculo cístico en una Iguana verde



Algunas piedras son radiolucidas lo que hace el diagnóstico más difícil. En estas situaciones se recomienda el urianálisis y los cultivos de orina (Wissman M. A., 2003).

## Tratamiento

Además de corregir la causa subyacente; si el paciente se encuentra estable se hace la disolución de los cálculos; algunos urolitos pueden requerir remoción quirúrgica, especialmente hembras grávidas con distocia (ver Fig.78). La disolución y/o remoción de los cálculos se hace mediante la irrigación de la vejiga y remoción cloacal. En quelonios la celotomía plastral solo está indicada si el animal presenta dolor con estranguria y poliaquiuria (McArthur et al, 2004).

Para evitar la celotomía ventral en quelonios hay otro procedimiento, se trata de incidir en



el área prefemoral, el animal sana en 4-6 semanas en oposición a los 1-2 años necesarios para la celotomía ventral (Wissman M. A., 2003).

Fig.78. Remoción del cálculo cístico que se veía en la radiografía anterior.

Se ha intentado la litotripsia en jóvenes quelonios con grandes depósitos de uratos de calcio y amonio; pero no ha tenido éxito (McArthur et al, 2004).

## 2.- NEFRITIS

### Generalidades

Normalmente se descubre en un examen *postmortem*, pero puede diagnosticarse clínicamente si se realiza una bioquímica sanguínea, se puede encontrar este padecimiento en tortugas acuáticas que sufrieron infección por *Hexamita* (Beyon y Cooper, 1999).

### Etiología

La nefritis se ha asociado con la hipovitaminosis A, a largo plazo en tortugas acuáticas, este proceso lo causa el protozoo *Hexamita* (Beyon y Cooper, 1999).

### Signos Clínicos

Los signos son poco claros y comprenden falta de crecimiento de la tortuga durante el verano, pérdida de peso y a lo largo de varias semanas o meses, muestra de apatía. En ocasiones se ha observado edema de las extremidades (Beyon y Cooper, 1999).

## **Diagnóstico**

Es difícil la palpación de los riñones inflamados, así que la nefritis debe diagnosticarse por radiografías, examen microscópico de orina y cambios en bioquímica sanguínea. Los cambios bioquímicos demuestran aumento en los niveles de AST (GOT) y LDH, por lo menos es lo que se ha presentado en estadios finales de la enfermedad en una tortuga del desierto de California; también se han observado cambios similares en tortugas mediterráneas pero con niveles de urea sanguínea mucho más elevados. En caso de que el edema sea evidente en una extremidad, el examen radiológico de la cavidad abdominal mostrará la presencia de anasarca. La presencia de un urolito vesicular también puede identificarse mediante radiografías. El examen microscópico de orina puede revelar la presencia de *Hexamita*. En el examen postmortem se observan los riñones alargados y pálidos (Beyon y Cooper, 1999).

## **Prevención**

La nefritis por *Hexamita* puede prevenirse presentando atención a la higiene, retirando la materia fecal lo más frecuentemente posible y asegurando que los reptiles no se encuentren en lugares con alto hacinamiento (Beyon y Cooper, 1999).

## **Tratamiento**

En la mayoría de casos el tratamiento no es muy eficaz pues cuando se descubre la enfermedad, está en un estado avanzado. Puede administrarse dimetridazol a una dosis diaria de 40 mg/kg de peso corporal durante 7 días. Hay que controlar la aparición de síntomas que perturben el sistema nervioso central y en caso de que se experimenten debería detenerse inmediatamente el tratamiento. Puede ser necesario la repetición del tratamiento para eliminar a la *Hexamita* o para restaurar la flora intestinal y tomarse las medidas apropiadas (Beyon y Cooper, 1999).

Las tortugas acuáticas pueden medicarse en el agua durante 10 días con dimetridazol 15g/10 litros de agua (Beyon y Cooper, 1999).

### **3.- GOTA**

#### **Generalidades**

La gota es la deposición de ácido úrico y sales de urato dentro y sobre los tejidos viscerales, sobre todo en riñones, pericardio y articulaciones. La gota visceral y articular son relativamente comunes en reptiles (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

#### **Etiología**

La gota por hiperuricemia se presenta cuando se incrementa la producción de ácido úrico o disminuye la excreción de este. El incremento de la producción es causado por un exceso de proteínas en la dieta, principalmente en animales herbívoros. La disminución en la excreción del ácido úrico puede deberse a:

- Disminución de la perfusión al tejido renal por hiperparatiroidismo, medicaciones nefrotóxicas, nefrosis.
- Deshidratación y/o hemoconcentración o privación de agua, resultan en un aumento de la osmolaridad del plasma y reducción en la habilidad del tejido renal a excretar ácido úrico.

(Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

La prevalencia de gota en tortugas terrestres y acuáticas, difiere debido a las diferencias en la excreción de los productos nitrogenados. Las tortugas terrestres tienden al úricotelismo, el cual está asociado a una alta incidencia de gota; mientras que las tortugas acuáticas tienden al aminoureotelismo, el cual está asociado a una baja incidencia de gota (McArthur et al, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

Se puede resumir que hay múltiples causas de presentación de gota en estos animales por lo que:

- Deshidratación: la deshidratación predispone a sufrir de gota, un fallo al beber y/u orinar por un periodo significativo (máximo 10 días), son fuertes indicios de una hiperuricemia.
- Falla renal: animales que reciben drogas nefrotóxicas (aminoglicósidos) pueden desarrollar gota por daño renal (Ver Fig.79); por lo que estas drogas deberán de evitarse en lo posible. No se debe inyectar drogas o cationes reactivos a las sales de uratos, en quelonios seriamente deshidratados o en miembros traseros, puede desencadenar la cristalización de las sales de urato. La probenecida (Benecid\* valdecasas) puede predisponer a gota renal en especies uricotélicas deshidratadas.



Fig.79 .Gota renal en una serpiente por sobredosis de gentamicina

- Inflamación local: los tofos ocurren más fácilmente en áreas con inflamación.
- Nutrición: un exceso de proteínas en dieta; por ejemplo especies herbívoras que son alimentadas regularmente con proteína animal con altos niveles de purinas.
- Posthibernación: Después de la hibernación hay un balance negativo de energía el animal sale en un estado de desnutrición y deshidratación, por lo que se puede encontrar hiperuricemico o hipercalemico lo predispone al del cuadro de gota. Frecuentemente es mal diagnosticado como anorexia posthibernación.

(McArthur et al, 2004; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007;).

La deficiencia de vitamina A por largos periodos, puede causar gota debido a la disfunción renal por la metaplasia de los epitelios tubulares. La hiperuricemia puede ser debida por el catabolismo de las proteínas corporales durante un balance negativo de energía, especialmente en combinación con deshidratación. Se han reportado casos de gota visceral provocadas por el tratamiento con gentamicina en boidos a dosis de 2ml/lb de peso corporal dos veces al día por 2 días. También en serpientes se han descrito casos de gota visceral asociados con severa parasitación de los túbulos renales por trematodos del género

*Styphlodora* (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

## **Patogenia**

La causa de la gota es multifactorial; un flujo reducido del filtrado glomerular a través de las nefronas resulta en una disminución de la excreción de todas las sales. La hiperuricemia lleva a la precipitación de los complejos de microcristales de uratos dentro de los tejidos, comúnmente conocidos como tofos (McArthur et al, 2004).

Cuando los quelonios uricotélicos esta deshidratados y experimentan una alta osmolaridad plasmática; la excreción renal de ácido úrico en los túbulos proximales sigue activa y parece continuar en ausencia del filtrado glomerular; lo que predispone a la obstrucción de los túbulos renales por los tofos de uratos y posiblemente la ruptura del glomérulo (McArthur et al, 2004).

Debido a que la vejiga recicla los fluidos y permite la excreción activa de potasio y uratos como precipitados sólidos; la gota también puede ocurrir como resultado de la saturación del contenido de la vejiga con toxinas de urato durante periodos de deshidratación (McArthur et al, 2004).

Cuando el índice de solubilidad está entre 9-12 mmol/l (55-70 mg/dl), ocurre la mineralización del tejido enfermo; si el índice de solubilidad se eleva por encima de 12 mmol/l (>70 mg/dl), entonces el tejido sano puede empezar a mineralizarse o si los niveles de ácido úrico en sangre alcanzan los 1500  $\mu$ mol/l; aunque también puede ocurrir por debajo de estos niveles debido a factores desencadenantes de la cristalización de los complejos de ácido úrico como una alta osmolaridad del plasma, daño tisular o presencia de altas concentraciones de cationes reactivos de ácido úrico (McArthur et al, 2004).

## Signos Clínicos

Los signos clínicos generalmente no son específicos; los signos que llegan a observarse son:

- **Inflamación:** se llega a presentar en los lugares donde se han depositados los tofos, por lo que los animales que presentan inflamación en miembros o articulaciones, deben de practicárseles exámenes para saber si no es gota.
- **Depresión:** los tofos, pueden depositarse dentro del sistema nervioso central u órganos viscerales; por lo que los animales se muestran deprimidos e inactivos y responden pobremente a los estímulos externos.
- **Deshidratación:** animales deshidratados muestran una disminución en la deposición de orina aumentando la gravidez de la orina; los signos de una avanzada deshidratación incluyen disminución de la elasticidad de la piel, ojos hundidos.

(Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

## Lesiones Macroscópicas

Se observan acumulaciones de ácido úrico en cualquier parte del cuerpo del animal; los tejidos donde se han referido mayor depósito de uratos son: articulaciones, hígado, corteza renal y bazo; aunque también se ha llegado a observar en cerebro, gónadas, gingiva y mucosa oral; predominando la presentación en el saco pericárdico (ver Fig.80) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Fig.80. Depósitos de uratos en el saco pericárdico de un colúbrido



## Lesiones Microscópicas

Histológicamente se observan los depósitos de uratos con una conformación estrellada y una reacción inflamatoria compuesta por heterófilos y macrófagos fundamentalmente, así

como diversos grados de destrucción glomerular en caso de gota renal (<http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/serpi.htm>).

### **Diagnóstico**

Se hace mediante radiografías en las cuales los cristales de urato se observan radiopacos cuando se mineralizan; los uratos de sodio son radiolucidos por lo que pueden pasar inadvertidos; también se pueden utilizar otros métodos como el ultrasonido, histopatología y citología de biopsias de las lesiones articulares y el examen de los niveles sanguíneos de ácido úrico: mientras se están creando los tofos, se puede encontrar hiperuricemia; niveles de ácido úrico por arriba de los 12 mmol/l fuerzan la mineralización activa (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Tratamiento**

El manejo de la gota requiere de la remoción de las causas predisponentes. Así como un protocolo para la hiperuricemia, hiperkalemia y anuria (McArthur et al, 2004).

- Terapia de fluidos y diuresis forzada: los fluidos de mantenimiento deberán administrarse regularmente a los animales debilitados, si los riñones presentan un daño irreversible se deberá considerar la eutanasia. La terapia de fluidos contraresta la deshidratación permitiendo la inyección de cualquier medicamento, disminuyendo el riesgo de exacerbar la enfermedad. En casos agudos se recomienda la administración intraosea o intravenosa; mientras que en casos crónicos se puede usar la vía oral, cloacal; las vías epicelómicas y celómicas, los baños de inmersión y la cateterización de la vejiga son ideales.
- Dieta: la dieta debe ser restringida en purinas y proteínas; durante la estabilización inicial de un proceso catabólico en un animal con signos de fallo renal, se deben de administrar dietas altas en energía, mediante esofagostomía o vía estomacal, una vez que el animal empieza a responder al tratamiento, se le empieza a administrar su dieta

normal en forma líquida (mediante sonda) a la vez que se le da la oportunidad de alimentarse por sí mismo.

- Tratamiento médico: se administran inhibidores de la ureasa como el alopurinol, la dosis comúnmente usada es de 15-20 mg/kg, algunos autores han visto que para las tortugas de la especie *Testudo spp.* una dosis de 50 mg/kg es efectiva, otros autores administran el medicamento vía oral disolviendo 100 mg de la tableta en 5 ml de agua para luego ofrecer de 1-2.5 ml/kg en dosis divididas. La duración del tratamiento dependerá de la etiología de la gota; una vez que la hiperuricemia es aliviada el tratamiento ya no es requerido y solo para el tratamiento de la hiperuricemia posthibernación, la terapia continúa por 6 meses más. La probenecida se debe evitar hasta que el flujo del filtrado glomerular sea restaurado, pues este medicamento aumenta la excreción renal del ácido úrico, especialmente en especies predominantemente uricotélicas.
- Manejo y remoción de la infección concurrente: tratar el tejido infectado, el cual se encuentra inflamado a consecuencia de la infección; el tratamiento específico depende del organismo involucrado, el cual debe de ser identificado, mediante biopsia, citología, histopatología o microbiología.
- AINES: como la gota es dolorosa es conveniente la administración de antiinflamatorios no esteroideos, teniendo precaución en animales con compromiso renal, hepático y deshidratación, se pueden usar aines como el carprofeno en quelonios y meglumina de flunixin 0.1-0.5 mg/kg 1.2 veces al día por 1-2 días.
- Cirugía: está indicada cuando los depósitos de ácido úrico están comprometiendo las articulaciones, la urolitiasis en vejiga puede requerir la remoción de los urolitos en hembras grávidas con distocia; el tratamiento de los urolitos en vejiga está descrito en el tema de cálculos císticos.
- Eutanasia: Se debe considerar si el funcionamiento renal puede ser restaurado y si la terapia de fluidos es capaz de restaurar la producción renal o si los niveles de ácido úrico permanecen por arriba de los 2000  $\mu\text{mol/l}$  o si con el tiempo hay una hiperkalemia

persistente por arriba de los 9mmol/l. (Ackerman, 1997; Frye, 1994; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

Se dice que los depósitos renales de uratos tardan de 2-4 meses en disolverse cuando se usan el alopurinol en conjunto con la terapia de fluidos. Se debe de monitorear los niveles sanguíneos de ácido úrico y potasio durante el tratamiento (McArthur et al, 2004).

## **ENFERMEDADES ASOCIADAS AL APARATO REPRODUCTOR**

### **1.- PROLAPSO DEL ORGANO CLOACAL/CLOACAL/INTESTINAL**

#### **Generalidades**

Cierto grado de exposición intermitente del órgano cloacal es normal en ambos sexos, después de que la madurez sexual se ha alcanzado. Los machos protruirán ocasionalmente su órgano copulatorio, especialmente cuando son manejados o después de que orinan o defecan. En el caso de squamatas los cuales poseen 2 órganos copulatorios llamados hemipenes el prolapso puede ser uni o bilateral. Las hembras maduras también tienen un órgano cloacal y es regularmente visible, algunos se refieren a al prolapso de este órgano como hiperplasia del clítoris (IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

En machos ocurre con frecuencia durante periodos de actividad sexual, los cuales coinciden con un buen clima o reciente exposición a hembras. En las hembras el prolapso ocurre durante problemas de distocia; algunas hembras pueden poner parcialmente una nidada antes de sufrir el prolapso. Según algunos autores el prolapso del órgano cloacal es menos común que el del intestino o de la cloaca misma (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Etiología**

Una exposición persistente del órgano cloacal/cloacal/intestinal o la imposibilidad de regresar el órgano a su posición original; es indicador de problemas como: alguna lesión que este ocupando el espacio celómico o que este causando presión (disnea, constipación, retención de huevos, ovoposición, cálculos císticos, etc.), enfermedad metabólica (hipocalcemia, cetoacidosis, hiperestrogenismo e hipertrofia cloacal secundaria), obesidad, exceso de libido, fractura de la espalda, estenosis del canal espinal, deshidratación, osteodistrofia, infecciones bacterianas, fúngicas, virales y/o parasitarias del tracto genitourinario bajo y/o del tracto digestivo, estreñimiento, debilidad, colitis, cloacitis, urolitos, nefromegalia, dieta inadecuada (contenido de proteína y fibra), un mal manejo durante el sexado, separación forzada durante la copula (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

## **Signos Clínicos**

Se observa una estructura prolapsada a través de la abertura cloacal (ver Fig. 81), si el prolapso se detecta de forma tardía el órgano afectado se encontrara inflamado o incluso necrótico; los animales hipocalcemicos pueden presentar caparazón blando o deformación de mandíbula y extremidades, si la enfermedad es crónica o el animal es un juvenil, pueden mostrar debilidad o paresia (IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004).



Fig.81. Izq. Prolapso cloacal en un camaleón. Der. Prolapso del oviducto en un galápagos

## **Diagnóstico**

El órgano prolapsado deberá ser identificado; ya sea mediante endoscopia, examinación digital, identificación visual e histopatología. Un examen completo del animal incluye parámetros sanguíneos y radiografías, pensando en que el animal pudiera estar sistémicamente enfermo; el examen fecal también está indicado. La historia indica problemas en el metabolismo del calcio. Los machos posiblemente estuvieron sexualmente activos y las hembras necesitaran un examen radiográfico para establecer la presencia de huevos y ultrasonido para valorar la actividad folicular (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

Primeramente se reducirá el prolapso y después se buscará la causa de este, sobre todo por el riesgo de que se puncionen, rasguen o pisen el prolapso. Si el prolapso es detectado oportunamente puede regresarse el órgano a su posición original, (si el dueño lo detecta pero no se atreve a corregir el prolapso deberá de cubrir las estructuras con un paño o gasa húmeda y llevar al animal a la clínica) posteriormente se coloca una sutura de jareta en la cloaca dejando suficiente espacio para las excretas (ver Fig.82); si hubiera edema y no fuera posible reintroducir el órgano, usar glicerina o concentrados de glucosa, agua fría o en su caso incidir piel. Puede ser necesaria la amputación, resección o anastomosis para corregir el prolapso; sobre todo si se observa necrótico o si el problema es recurrente, excepto la cloaca por su importancia ya que ahí se encuentra el coprodeo y el urodeo. Cuando el daño a los órganos reproductores es extenso se remueven los cuernos uterinos o se amputa el pene (quelonios) o hemipenes (squamatas). Si el tratamiento se inicia a tiempo se tienen excelentes resultados. En el caso de prolapso intestinal también está indicada la colonopexia. El exceso de lívido en los machos puede reducirse mediante alteraciones en la temperatura y fotoperiodo; el uso de antiandrógenos u hormonas reductoras de la libido no



se ha investigado en estos animales (Ackerman, 1997; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Fig.82. Foto del camaleón anterior donde se observa la corrección del prolapso después de un procedimiento quirúrgico

Los animales no se alimentan en un periodo de 3 días, para después comenzar a darles productos a base de psyllium como el Metamucil oral 15ml/kg (Ackerman, 1997).

Determinar las condiciones que predisponen al prolapso y corregirlas, previenen que la enfermedad en estos y otros órganos continúe. Las enfermedades metabólicas necesitan ser valoradas y tratadas. Para los problemas de manejo se necesita aconsejar al propietario para correcciones futuras (McArthur et al, 2004).

## **2.- DISTOCIA**

### **Generalidades**

La distocia se define como el fallo en la ovoposición dentro de un tiempo considerado normal para la especie en cuestión (McArthur et al, 2004).

Las iguanas con frecuencia producen huevos no fértiles, la distocia la presentan con mayor frecuencia en primavera (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

La presencia de huevos en la cavidad celómica no necesariamente requiere de tratamiento y generalmente es un hallazgo incidental a la hora de tomar radiografías o al hacer el ultrasonido. Poca información se encuentra disponible sobre la producción normal de huevos y de los tiempos de gravidez y gestación. Lo cual dificulta al clínico saber si las cosas van bien o si está presente una distocia. El diagnóstico de gestación es variable según la especie, pero por norma general presentan mayor o menor grado de anorexia y además buscan calor, aumentan de peso y/o volumen. Por palpación los huevos son cada vez más firmes y van bajando en el abdomen. En ofidios se aprecian vesículas (de 6 a 20 mm) en 3/5 del cuerpo que van agrandando y cada vez se van haciendo más ecogénicos hasta situarse en la mitad caudal del cuerpo (McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Un examen clínico completo y la revisión de la historia son indicativos cuando se presenta un animal enfermo, teniendo en cuenta la posibilidad de una enfermedad no relacionada a cualquier descubrimiento o presunción de gravidez (McArthur et al, 2004).

## **Etiología**

La distocia incluye múltiples etiologías entre las que se encuentran:

- Sitio de anidación inadecuado: competencia por nidos, agresión entre especies, inhabilidad de mostrar comportamiento de anidación, machos agresivos, falla en la provisión de un apropiado sitio de nidación: un sustrato muy duro y/o seco, excesivo estrés y temperatura inadecuada.
- Anormalidades fisiológicas o morfológicas, enfermedad sistémica: obstrucción mecánica (huevos anormalmente grandes, deformes o con hipercalcificación); obstrucción del pasaje del huevo por depósitos en vejiga; infecciones del tracto reproductivo; enfermedad sistémica (hipocalcemia, hipokalemia, deshidratación, etc.); endocrinopatías; huevos ectópicos; malformaciones uterinas por traumatismo o congénitas, las hembras son primíparas o muy viejas, ausencia de calcio o vitamina D3 en la dieta.

(Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Algunos autores dicen que en quelonios un manejo inapropiado de la hembra grávida, como el darle golpeteos con la punta de los dedos en la espalda, puede producir que los huevos se desplacen del útero hacia la vejiga (por la relación anatómica de estos). Esta inusual forma de distocia no responde a modificaciones médicas o ambientales por lo que la cistotomía es requerida (McArthur et al, 2004).

## **Patogenia**

Si una hembra grávida muestra signos de enfermedad no relacionada al aparato reproductor; puede que está este interfiriendo con el desove de los huevos. Los huevos celómicos persistentes son un indicativo de enfermedad sistémica o manejo inadecuado (cuando la hembra no encuentra un sitio adecuado para poner los huevos, se produce un proceso análogo a la inercia uterina) (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

A veces la retención puede ser crónica debido a huevos anormalmente grandes o malformados; en estos casos el contenido uterino puede estar putrefacto y la situación se compara a la de una piometra en mamíferos; además de que si estos huevos están a la altura del canal pélvico impiden al animal el poder defecar y orinar, debido a que ocasionan obstrucción cloacal; lo que puede provocar que las heces pasen a los cuernos uterinos provocando una complicación del cuadro y por lo tanto metritis. La retención de huevos también puede asociarse a infecciones en la cloaca por *Proteus* y *Pseudomonas*; las cuales aparentemente ascienden provocando una salpingitis (McArthur et al, 2004).

De no ser tratada la distocia puede terminar en celomitis, metritis, choque, ruptura de la vejiga o útero (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

La falta de signos específicos y de enfermedad, puede sugerir distocia. El cambio de gravidez a distocia no tiene una historia específica; en quelonios la mayoría de las hembras ha tenido contacto con un macho dentro de los 4 años previos. La gravidez es un hallazgo incidental por radiografía u otro medio diagnóstico. La distocia se vuelve aparente cuando las hembras grávidas exhiben complicaciones como celomitis por ruptura de la yema, tensión o prolapso de las estructuras del oviducto (McArthur et al, 2004).

En iguanas si tras los 30-45 días de anorexia no hay puesta de huevos o el estado del animal no es normal, se debe de actuar; en ofidios la ovoposición suele coincidir con la muda (ovulan 8-14 días después de la muda en culebras y 18-26 días después en las pitones,

además influye la temperatura y el tiempo transcurrido entre la cópula y la ovulación) (Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Cuando la distocia es crónica se observa: postura anormal; distensión abdominal, disnea, letargia, anorexia, disminución del apetito o regurgitación, paresia de los miembros posteriores, tremor muscular, inactividad, pujo continuo y repetitivo, descarga cloacal maloliente la cual llega a ser hemorrágica, retención fecal o urinaria, prolapso del órgano cloacal y poliaquiuria, posturas raras, alteraciones de la flotabilidad (en tortugas acuáticas). Los miembros posteriores pueden edematizarse a causa de la presión ejercida en los vasos sanguíneos. En iguanas hay un cambio en la coloración de la piel volviéndose más oscuras (ver Fig.83) (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).



Fig.83. El hundimiento de la piel en la zona del ijar y el abultamiento del abdomen, además del cambio en color de la piel, son indicativos de una retención

### Diagnóstico



La distocia debe de diferenciarse de la ovulación, gravidez y producción normal del cascarón (McArthur et al, 2004).

Se deben examinar las descargas cloacales o hacer un examen citológico de las efusiones celómicas, para descartar la presencia de salpingitis, ruptura folicular o del huevo; si se encuentra que el animal sufre de ruptura folicular o del huevo se deberá proceder a una celotomía y remoción de los huevos (McArthur et al, 2004).

Para llegar al diagnóstico se hace uso de los signos clínicos, historia, peso, examen cloacal, en lacértidos y ofidios se puede hacer una ligera palpación, radiografías (radiografías dorsoventrales simples, donde se ve el tamaño, forma, número y localización de los huevos) (ver Fig.84 y video 4), ultrasonografía, laparoscopia, citología de efusiones celómicas y descargas cloacales y evaluaciones de la salud sistémica incluyendo parámetros sanguíneos

(Beynon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain www.vetJG.com).

Fig.84.Radiografía de la iguana de las fotos anteriores, esta sobreexpuesta pero se llegan a observar algunos huevos



### **Diagnóstico Diferencial**

El examen físico y de laboratorio, contribuyen a descartar constipación, urolitiasis o tumores (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **Tratamiento**

Se debe de proveer un área de nidación adecuada, cuando no hay enfermedad ni obstrucción involucradas; se les puede alentar a los animales a desovar, al mejorar el ambiente donde viven. Las áreas de nidación se deben de colocar donde los reptiles son mantenidos; evitar la sobrepoblación y el mantenerlos con otros animales; es importante mantenerlos en su temperatura corporal preferida. Los animales que no hayan puesto sus huevos, después de modificado su ambiente, deben de examinarse regularmente para asegurarse de que no tienen una enfermedad sistémica en progreso (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

El tratamiento consiste de 4 fases que pueden iniciarse dependiendo de la severidad del caso:

1. Manipulación Física: Requiere de experiencia y habilidad; consiste en lubricar la cloaca y aplicar una presión gentil, pueden realizarse lavados con soluciones tibias para facilitar la dilatación. Se debe tener cuidado de no fracturar el huevo, producir ruptura del tracto reproductor o prolapso. La anestesia ayuda a producir una buena relajación muscular (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

2. Inducción médica: No debe emplearse en animales con obstrucción, ya que puede provocarse ruptura del tracto reproductor o del huevo. El tratamiento consiste en la administración parenteral de oxitocina o arginina vasitocina (equivalente hormonal de la oxitocina en reptiles, mejores resultados, pero es más cara y difícil de conseguir), en conjunto con beta bloqueadores, terapia de fluidos y baños, para mejorar la hidratación y suplementación con calcio (si hay deficiencia). El tratamiento debe iniciarse dentro de las primeras 48hrs de iniciados los signos clínicos. Los resultados dependen de la especie; obteniendo un 90% de éxito en tortugas, es útil en lacértidos y en serpientes solo tiene un éxito del 50% (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

El protocolo sugerido es el siguiente:

- Sumergir al animal en un baño tibio poco profundo por un periodo máximo de 10 minutos; el baño se debe realizar dos veces al día y se consideran varios días de hospitalización y estabilización antes de intentar la inducción en animales debilitados, así mismo es importante si el animal esta deshidratado la terapia de fluido, puesto que la oxitocina es menos efectiva si el tejido uterino no está lo suficientemente hidratado. Al ser la deshidratación difícil de diagnosticar; es mejor dar una terapia de fluidos antes de la inducción (1% del peso corporal/día en ml por 2 o más días antes del tratamiento con oxitocina) (McArthur et al, 2004).
- Estabilizado el animal se administra la oxitocina vía intramuscular a dosis de 1-3UI/kg en quelonios y de 1-6 UI/Kg en lacértidos y ofidios, generalmente es efectiva; también se puede usar la vía intraosea; la cual se dice es más efectiva que la inyección de bolos. Nunca deben administrarse dosis elevadas (10 UI/kg) pues provocan espasmos uterinos evitando la expulsión de los huevos, aunque algunos recomiendan hasta 20UI/kg (en iguanas), en vez de la oxitocina puede usarse la arginina vasitocina a dosis de 0.01-1 µg/kg IV o ICe (Beynon y Cooper, 1999; Frye, 1994; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

- Se debe de preparar un lugar apropiado de nidación como se menciona anteriormente. Los efectos de la oxitocina parecen potenciarse con la administración previa de beta-bloqueadores como atenolol y propranolol. Lo que relaja el cérvix en la base de los oviductos; las dosis de estos productos son empíricas; en lagartos se ha usado el propranolol a dosis de 1µg/kg de peso corporal vía oral; mientras que el atenolol se ha usado a dosis de 7 mg/kg de peso corporal vía oral en tortugas terrestres y tortugas acuáticas; así como en otros reptiles (McArthur et al, 2004).
- La administración de calcio se sugiere en muchos textos para mejorar la contractibilidad de los oviductos; sin embargo dicho suplemento solo debe administrarse si el paciente está hipocalcémico (calcio ionizado >1 mmol/l). Se administrara gluconato de calcio o borogluconato (solución al 10%) a una dosis de 0.5-1.0 ml/kg vía IM o SC; este tratamiento con calcio se dará varias horas antes de la administración de oxitocina; se recomienda administrar el calcio en la tarde y la oxitocina a la mañana siguiente, mientras que otros autores sugieren un lapso de 5 días entre uno y otro; sin embargo el tiempo dependerá de la condición física del reptil. Se deben evitar las sales de calcio en animales deshidratados, azoémicos o hiperuricémicos; ya que se puede producir gota, fallo renal o mineralización de tejidos blandos, por lo que el animal deber de ser sometido a una terapia de fluidos y a una evaluación de rutina de los parámetros sanguíneos incluyendo calcio (ionizado y ligado), potasio y niveles de PO<sub>3/4</sub>, antes de comenzar el tratamiento. Las contracciones uterinas no mejoran con una terapia de calcio a menos que el animal presente hipocalcemia, la cual parece relativamente común en hembras pobremente mantenidas (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).
- Si después de administrada la oxitocina, no se consigue la expulsión de los huevos; se puede volver a administrar del 50 al 100% de la dosis inicial vía intramuscular a las 4-12 horas de administrado el primer bolo; mientras que otros autores sugieren un lapso de 2-48 horas. Las prostaglandinas también son útiles en la inducción ya que inducen el comportamiento de nidación (Beynon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

Se continúa con este protocolo, la terapia de fluidos y beta bloqueadores; mientras los huevos sean puestos a un ritmo no mayor a 24 hrs. Si la puesta de huevos cesa a pesar de la

repetición de la dosis, el paciente deberá ser revaluado para ver si no presenta otro problema, como huevos de gran tamaño (McArthur et al, 2004).

Si la salud del animal es buena y los intentos iniciales de inducción fallan durante 1-2 días sin ninguna razón obvia, se recomienda retrasar cualquier intento de inducción por un lapso de 10 días; tiempo en el cual se mantendrá la hidratación y las condiciones ambientales apropiadas. Los animales cansados y debilitados necesitan una estabilización apropiada y atención a cualquier factor causal (McArthur et al, 2004).

3. Ovocentesis: es de utilidad en casos de retención crónica o donde no se tienen las facilidades para una salpingotomía o cuando el cliente no puede costear una celotomía o se quiere mantener el estatus reproductivo del animal. Consiste en remover el contenido del huevo, de manera que reduce su tamaño y facilita la expulsión. En las serpientes se puede realizar por vía percutánea. El procedimiento se deberá de llevar a cabo dentro de las primeras 48 hrs. postobstrucción de lo contrario el contenido se solidificará y no podrá ser aspirado. Se deberá de tener cuidado de no verter contenido en la cavidad, ya que puede presentarse una inflamación severa (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

4. Tratamiento quirúrgico: Se utiliza cuando el animal no responde a la terapia médica o en casos donde es obvio que la terapia no será efectiva; la terapia de fluidos, antibióticos y analgésicos deberán de establecerse antes de la operación. La cirugía puede tener una aproximación por osteotomía transplastral, celotomía o prefemoral (en individuos grandes; donde el plastrón es más pequeño en comparación al caparazón). Las opciones quirúrgicas son:

- Salpingotomía: Buen pronóstico si el animal esta correctamente estabilizado y cuidado.
- Ovariosalpingectomía: Para prevenir futuras enfermedades reproductivas o si el contenido uterino esta degenerado o necrótico.

(IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

### **3.- ESTASIS FOLICULAR**

#### **Generalidades**

La estasis folicular es una enfermedad crónica común en quelonios y lacértidos (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

#### **Etiología**

Puede presentarse después un confinamiento temporal de la hembra con un macho; por lo que se induce un desarrollo folicular debido a las feromonas y otras interacciones entre los animales, incluyendo las agresiones que se presentan antes del apareamiento o hembras aisladas sexualmente activas. Los animales afectados frecuentemente han sido mantenidos con altos estándares de manejo; lo cual alienta el comienzo de la actividad reproductiva al punto de la ovulación (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

La ausencia de instalaciones apropiadas que regulen el ambiente para la hibernación, como podría ser la iluminación y temperatura son importantes para la coordinación de la espermatogenesis y la foliculogenesis. A los animales que no se les permite seguir un ciclo anual de cambios en el fotoperiodo y temperaturas ambientales diarias, llegan a perder su ciclo natural de cría y por lo tanto fallan en la ovulación. También se han reportado este tipo de cuadros en animales con dietas inadecuadas (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

Los animales que han sido expuestos a enfermedades crónicas y sistémicas generalmente presentan anorexia lo que las lleva a un estadio de desnutrición, en estos casos la mayoría de las hembras pueden presentar signos relacionados a la estasis folicular; (McArthur et al, 2004).

#### **Patogenia**

Al inicio del ciclo se libera la GnRh (hormonas gonadotrópicas) que estimulan la liberación

de la hormona folículo estimulante la cual induce la formación de los folículos y liberación de estrógenos, cuando estos últimos llegan a cierto nivel se libera la hormona luteinizante la cual controla la ovulación, cuando hay bajos niveles de esta hormona se mantiene los folículos ya que no hay ovulación y por lo tanto se produce una estasis folicular. Otra causa es que durante la ovulación un cuerpo lúteo es formado en el sitio donde ocurre cada ovulación, al ocurrir cierto número de ovulaciones, eventualmente se produce suficiente progesterona para la regresión de los folículos (o disminución de estos en caso de haber huevos) dentro de ambos ovarios. Por lo que la estasis folicular resulta de la inhabilidad de producir progesterona por parte de los cuerpos lúteos funcionales. Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos son vagos e inespecíficos; frecuentemente con una duración de meses y son letargia, anorexia, distensión abdominal, ojos hundidos, ganancia de peso, paresia de los miembros traseros, temores musculares. En algunos casos se ha visto completa anorexia y ausencia de heces hasta por 7 meses (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico**

Los exámenes que se pueden hacer para llegar al diagnóstico incluyen:

- Historia
- Evaluaciones seriales de hematología y clínica sanguínea: leucopenia, hiperalbuminemia, hipercalcemia (elevación del calcio total). Los niveles de colesterol y triglicéridos se elevan durante la vitelogenesis. Elevaciones similares ocurren durante la lipidosis hepática, la cual parece estar asociada a este padecimiento.
- Ultrasonidos seriales: En la estasis folicular, los folículos no parecen progresar a la ovulación o involucionar para su reabsorción.
- Endoscopia: No es fácil diferenciar entre una foliculogenesis normal y estasis con un solo examen.

- Celotomía exploratoria: Los casos de estasis folicular revelan una cavidad celómica llena con 20-50 folículos de 15-22 mm de diámetro.

(Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

El tratamiento general se basa en mejorar los aspectos de manejo y nutrición. La lipidosis hepática es consistente en casos de estasis reproductivo. Se puede utilizar tanto el manejo medico como la cirugía; aunque esta última es siempre de primera opción (McArthur et al, 2004).

- Tratamiento quirúrgico: La ovariectomía es el tratamiento de elección para casos crónicos; mientras que la aspiración folicular se ha utilizado para tratar retención de huevos preovulatoria en iguanas verdes (*Iguana iguana*), no se recomienda en la mayoría de casos de estasis en quelonios, ya que hay restricciones anatómicas por la presencia del caparazón; así como la posibilidad de complicaciones con celomitis del huevo (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

La ovariectomía en lagartos se lleva acabo asumiendo que no se tienen intenciones de crianza. Se dice que en quelonios hay complicaciones a largo plazo por la castración, como la osteoporosis; aunque los autores no lo han visto en la práctica, ni se ha descrito en la literatura (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

La recuperación en casos crónicos es más lenta en tortugas que en iguanas; el pronóstico es reservado en animales que fueron mantenidos en estándares reproductivos por varias temporadas; el regreso a la actividad normal puede tomar largo tiempo, si es que ocurre del todo. Las hembras juveniles que se vuelven anoréxicas después de una exposición reciente a un macho en la temporada previa o actual, tienden a recuperarse más rápido de la ovariectomía. Todos los casos de castración muestran una mejora significativa en un periodo de 6-12 meses con los cuidados necesarios (McArthur et al, 2004).

Aunque todos los casos mejoran y comienzan a comer en la primavera después de la cirugía (evitando que hibernen el invierno posterior a la castración); en animales que se rehúsan a comer es necesario un tubo de alimentación por un periodo de 5 meses después de la cirugía (McArthur et al, 2004).

- Manejo médico: Una inyección de proligestona a dosis de 20mg/kg (Delvosteron®, Intervet) parece inducir la regresión ovárica. Se cree que el tejido ovárico solo es responsivo a la progesterona en ciertas etapas del ciclo reproductivo; ya que la respuesta no es consistente en todos los casos. En animales jóvenes o de mediana edad se ha visto una respuesta subjetiva; mientras que los animales viejos responden pobremente y muestran muy poca regresión folicular (McArthur et al, 2004).

Se debe tener cuidado en casos donde hay compromiso hepático significativo (lipidosis), ya que la regresión medica de los folículos, resulta en el transporte de las proteínas del folículo al hígado a través del flujo sanguíneo; por lo que si el hígado no puede procesarlas, se compromete más al animal. Los valores sanguíneos de albumina y calcio se mantendrán elevados por un tiempo considerable; por lo que no se puede esperar a que el apetito o la actividad normal del animal regresen a la normalidad; sino hasta que el material ovárico haya sido metabolizado (McArthur et al, 2004).

El tamoxifeno y las gonadotropinas pueden tener una acción terapéutica y preventiva, ya que elevan los niveles de la GnRh y consecuentemente los de la hormona luteinizante; pero todavía no han sido adecuadamente investigados (McArthur et al, 2004).

- Inducción de la ovulación: casos iniciales llegan a responder a un apropiado contacto con un macho, si es que los cambios en el ovario siguen siendo reversibles. Los autores han visto que al mezclar a las hembras con los machos adecuados cada 2 o 3 años pueden mantener una mejor función reproductiva que aquellas a las que se les niega dicho contacto (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Prevención**

Se lleva a cabo manteniendo a los animales en grupos de la misma especie y permitiendo el apareamiento cada cuatro años, decirle al propietario que evite mantener aisladas a las hembras maduras. La proligestona es efectiva en animales jóvenes antes de que la condición se vuelva crónica. El fotoperiodo y temperatura deben de evaluarse y corregirse así como también los desordenes nutricionales (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **4.- CELOMITIS POR RUPTURA FOLICULAR O DEL HUEVO**

### **Generalidades**

Es frecuente en quelonios, ofidios y lacértidos; se asocia a problemas de distocia (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Las causas de una celomitis por ruptura folicular o del huevo son traumatismos, estasis folicular o infecciones que pueden precipitar el contenido folicular o provocar ruptura del huevo. Se debe tener cuidado cuando se realizan aspiraciones del contenido celómico, especialmente antes y después de la hibernación; ya que es cuando la actividad folicular es más fuerte, esto último en quelonios cautivos, pues la punción de los folículos ováricos puede llegar a desencadenar una celomitis. También puede ocurrir como complicación a una cirugía de cavidad celómica como una ovariosalpingotomía o una ovariectomía (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

Es una condición postovulatoria debido al trauma de los huevos ovulados, pero también es posible que la degeneración, la inflamación y las infecciones de los folículos preovulatorios resulten en celomitis por ruptura folicular (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

El animal empieza a decaer en condición, se encuentra anoréxico, hay una respuesta inflamatoria en la cavidad celómica, los pulmones pueden verse irritados (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Las pruebas de laboratorio revelan una heterofilia característica y altos niveles de AST, proteínas plasmáticas y LDH. La confirmación se hace mediante endoscopia o laparoscopia. Las radiografías muestran que uno o más huevos están fracturados o se ven fragmentos de ellos en la cavidad celómica, la citología del fluido de cavidad celómica también ayuda a llegar al diagnóstico (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico diferencial**

Se debe diferenciar de enfermedades postparto, salpingitis y estasis folicular (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

El tratamiento es mediante una ovariectomía o un lavado de la cavidad con povidona iodada diluida (1:10), también se puede utilizar solución salina fisiológica, se debe remover de todo el material correspondiente a los huevos o folículos. Se manda a hacer un cultivo con antibiograma para ver si hay una infección presente y darle tratamiento (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Pronóstico**

El pronóstico es pobre, ya que antes de presentar la celomitis generalmente el reptil ya está bastante enfermo (McArthur et al, 2004).

## **DESORDENES NUTRICIONALES EN REPTILES**

Hay autores que suponen que el tiempo de vida de los reptiles cautivos puede ser menor a 2 años con un manejo totalmente inapropiado; ya que sugieren que la energía y nutrientes esenciales almacenados se agotan en este período y es hasta este punto que los reptiles sucumben a enfermedades nutricionales o infecciones secundarias (McArthur et al, 2004).

Las enfermedades nutricionales en animales cautivos parecen ser muy comunes. Los casos son crónicos a menos que el animal sea un juvenil y frecuentemente son presentados por clientes que han dado una dieta limitada en ingredientes, sin suplementación de vitaminas y minerales. Muchas de las dietas se basan en la preferencias del animal o en la conveniencia del dueño (McArthur et al, 2004).

### **1.- PRIVACIÓN DE AGUA Y DESHIDRATACIÓN**

#### **Generalidades**

Cualquier reptil incluso uno en buen estado de carnes, sucumbirá a los efectos de una inadecuada ingesta de agua (Hoff et al., 1984).

El sistema renal de los reptiles excreta nitrógeno metabólico (y catabólico); principalmente productos de desecho en forma de sales de ácido úrico; debido a la insolubilidad relativa de los uratos, un adecuado volumen de plasma y la consecuente perfusión renal son esenciales para mantener el espacio de estos materiales (Alderton, 2002; Hoff et al., 1984).

Muchas especies desérticas no tiene la oportunidad de ingerir agua per se, excepto cuando llega a llover; por lo que su consumo recae en el contenido de humedad de su dieta. Aquellos reptiles que normalmente moran en el bosque de lluvia tropical, están acostumbrados a tomar el rocío de las plantas (Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Walls, 1998).

La mayoría de los reptiles han desarrollado mecanismos para la reabsorción y conservación de agua y eliminación de sal (Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

La falta en la ingesta de agua puede ser debida a una mala proporción del líquido de acuerdo a la especie; por ejemplo los reptiles que normalmente moran en el bosque de lluvia tropical como algunos lagartos y serpientes están acostumbrados a lamer el rocío del follaje; por lo que no aceptan el agua en contenedores; así mismo a pesar de la presencia de agua, las especies tropicales necesitan de aspersión diaria sobre todo en lugares de clima seco. Algunas personas piensan que las especies desérticas no necesitan grandes cantidades de agua por vivir en el desierto sin embargo ellos obtienen grandes cantidades de agua a partir de su alimento; por lo que aunque en vida libre su contacto con ella sea limitado en cautiverio siempre deberán contar con ella (Beynon y Cooper, 1999; Girling y Raiti, 2004; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Walls, 1998).

### **Signos Clínicos**

Los signos de la privación de agua son relativos a la deshidratación: pérdida de turgencia en piel y tejido subcutáneo, resequedad y arrugas en el integumento más allá de lo normal. Puede presentar pequeñas indentaciones múltiples u otras deformidades en los espejuelos que cubren las corneas de aquellas especies que carecen de párpados móviles; anorexia y letargia, deshidratación progresiva, hemoconcentración con reducción concomitante de la perfusión renal e incremento de la carga cardíaca. Mientras se incrementa la concentración del ácido úrico en plasma, los microcristales de las sales de ácido úrico comienzan a depositarse en una amplia variedad de tejidos. Sitios específicos que parecen ser particularmente propensos a los depósitos son riñones, hígado, saco pericárdico, cápsula sinovial y tejido conectivo/submucosa (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Lesiones Macroscópicas**

La presencia de microcristales de urato da lesiones granulomatosas características llamadas tofos, las cuales poseen una apariencia de estrella; si el animal vive lo suficiente estas lesiones pueden mineralizarse (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

Se hace en base a los signos clínicos (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **Tratamiento**

Los reptiles que presenten deshidratación deben ser rehidratados; frecuentemente se hace colocando pequeños volúmenes de agua en los labios o en la boca a intervalos frecuentes. Animales con una deshidratación severa y debilitados necesitarán inyecciones subcutáneas o intracelómicas de una solución como Hartman o Ringer; la infusión intravenosa puede ser usada si las condiciones lo permiten, de ser manejados con un mínimo de estrés adicional. Además se proveerá una humedad adecuada e ingesta de líquidos de una forma o aplicación apropiada a cada especie y hábitat artificial, lo mismo que baños de inmersión (Hoff et al., 1984).

## **Prevención**

La mejor forma de prevenir la deshidratación es proveer una humedad adecuada e ingesta de líquidos de una forma o aplicación apropiada a cada especie y hábitat artificial. Para ver las imágenes e información de la forma correcta de administrar el agua dirigirse a instalaciones al apartado de agua y humedad (Hoff et al., 1984).

## **2.- REPTILES BAJOS DE PESO E INANICIÓN**

### **Generalidades**

Los reptiles que se encuentran bajos de peso presentan un balance negativo de energía o pérdida excesiva de líquidos. Es un problema común en animales en cautiverio; generalmente resulta por la falta de disponibilidad de nutrientes digestibles y/o falla en la ingestión del alimento proveído (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Las causas pueden ser debidas a una temperatura ambiental inadecuada o inapropiada humedad, fotoperíodo o manejo; estrés o competencia entre individuos, enfermedades infecciosas, parásitos o simplemente sobrealimentación (Hoff et al., 1984).

### **Patogenia**

La combinación de una baja tasa metabólica con una disminución de ingesta calórica conduce a un desgaste y vaciamiento de los cuerpos grasos intracelómicos y extracelómicos. La grasa de la médula ósea y el tejido adiposo extradural son los siguientes; finalmente el hígado y el cerebro son afectados (McArthur et al, 2004).

Los animales caquéticos pierden tanto proteínas como tejido adiposo; la pérdida de proteínas en órganos vitales impide su funcionamiento y amenaza la vida del animal (McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

Un animal afectado está inactivo, deja ver las vertebras, el peso corporal es subnormal, la musculatura se pierde; usualmente se observa algún grado de hundimiento de los ojos (enoftalmos) y la piel se observa más arrugada o plegada por la deshidratación; en las iguanas el grosor del maslo de la cola se encuentra disminuido y la fosa prefemoral está

bastante marcada, en las serpientes disminuye el volumen de los músculos dorsales, en tortugas la fosa prefemoral y/o cervical están muy marcadas (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

También es común la presencia de hipoglicemia por el ayuno y/o estrés; los signos clínicos consisten en pupilas ampliamente dilatadas, temblor muscular fino, debilidad generalizada y lentitud hasta la total ausencia del reflejo de la propiocepción (Hoff et al., 1984).

Durante el examen postmortem la musculatura se encuentra bastante disminuida con una apariencia acuosa, los depósitos de adipositos restantes tienen una consistencia gelatinosa. Las dimensiones del hígado están bastante reducidas (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

Se basa en los hallazgos clínicos, radiológicos y postmortem, entre los que se encuentran pérdida de masa muscular; tracto digestivo vacío; y en las radiografías se observa un aumento en el área radiolúcida correspondiente a los pulmones, debido a la disminución del volumen visceral; a este hallazgo radiográfico se le denomina “Síndrome de la tortuga vacía” (McArthur et al, 2004).

Un cuadro comparativo de tiempo contra peso es útil, ya que el peso correcto para la edad y el tamaño del animal es subjetivo; los cuadros de peso y medida aproximados son solo una guía (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

El tratamiento debe incluir primeramente una terapia de fluidos y electrolitos; ya que primeramente se gana el agua, seguida de la grasa y por último las proteínas; por lo que la pronta ganancia de peso no debe asumirse como recuperación de tejido; ya que es más probable que sea representativo de un restablecimiento en el balance hídrico (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

Después de la terapia de fluidos se empieza con la administración de pequeñas cantidades de calorías y nutrientes, en comidas pequeñas y frecuentes (comenzando con la administración de un cuarto de la cantidad que normalmente ingería y conforme se tolere se va aumentando la cantidad gradualmente). En animales severamente desnutridos; se les alimenta a mano o mediante intubación. La dieta debe ser alta en calorías y altamente digestible con elementos naturales de preferencia (nutriplus gel, verduras, fruta y miel, latas a/d de hill's y miel dependiendo de la especie). Además La enfermedad subyacente debe de ser diagnosticada y tratada correctamente (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

La temperatura ambiental debe adecuarse para asegurar una apropiada digestión enzimática de la ingesta. El uso de calentadores de piso (por fuera del terrario) mejora la digestión y degradación microbiana de los alimentos y por lo tanto la disponibilidad de nutrientes. La convivencia social debe ser corregida y la dieta debe revisarse y en caso de ser necesario hacerle mejoras o un cambio total (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

El tratamiento de la hipoglucemia consiste en administrar glucosa oral a una dosis de 3gm/kg de peso vivo y remover el estímulo estresante (Hoff et al., 1984).

Los reptiles exhiben una anorexia periódica cuando se están preparando para la muda de piel; este comportamiento es normal y el apetito regresara después de terminada la ecdisis (Hoff et al., 1984).

### **3.- OBESIDAD**

#### **Generalidades**

Los tiempos de alimentación de los reptiles cautivos son pobremente entendidos. En libertad los reptiles buscan su comida y a menudo consumen dietas pobres en calorías. Las adversidades climáticas los obligan a pasar por periodos de alimentación restringida; esto significa que se desplazan cierta distancia por día consumiendo un bajo número de calorías. Estos ciclos de alimentación son difíciles de reproducir en cautiverio; ya que frecuentemente los reptiles se encuentran en un espacio restringido por lo que no tienen la

oportunidad de efectuar un ejercicio constante y cuentan con alimento a su disponibilidad. Sabiendo esto es fácil ver como un reptil puede resultar con sobrepeso. Además existe el peligro de provocar una lipidosis hepática. Este problema se observa especialmente en serpientes y lagartos de cuerpo pesado; en quelonios está asociado al piridamismo del caparazón (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

### **Etiología**

Se debe a una ingestión crónica de una dieta con exceso de energía. Frecuentemente el propietario por desconocimiento o por querer acelerar el crecimiento de sus mascotas, alimenta a las tortugas y lagartos herbívoros con una dieta a base de proteína animal (alimento para perros y gatos, leche, jamón, etc.). Los jóvenes reptiles metabólicamente no pueden procesar los altos niveles de proteínas sin sobre exigirles a sus riñones, hígado e intestinos, la hinchazón del intestino se asocia con la ingesta de grandes cantidades de proteínas y carbohidratos de fácil digestión, entre más proteína contenga la dieta del animal herbívoro mayor será el consumo de agua para mantener la diuresis de sus riñones (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Con respecto a los reptiles carnívoros, los roedores que se venden son alimentados con al menos 27% de grasa, cuando las dietas específicas para roedores contienen un aproximado de 14%, la mayoría de las serpientes jóvenes son alimentadas de 1-2 veces por semana y conforme crecen aumenta el tamaño de la presa; por lo que si la dieta del roedor es alta en grasa el exceso de energía de la presa, el predador la metaboliza en grasa, aunado a que al crecer les mantienen la misma cantidad de alimento y el espacio en el terrario disminuye deriva en obesidad (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

## Patogenia

El exceso de nutrientes se almacena como lípidos en los cuerpos grasos celómicos, tejido subcutáneo, grasa perirrenal, pericárdica y en órganos viscerales parenquimatosos (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984).

Con la presentación de la lipidosis hepática los reptiles pierden la habilidad de diluir las toxinas, romper y sintetizar las proteínas (importantes para los procesos metabólicos así como la inmunidad), lo que da como resultado una depresión del sistema inmune (Ackerman, 1997).

## Signos Clínicos

Se observa que el animal esta hinchado, inactivo, hay distención o inflamación de la fosa prefemoral y/o cervical, depósitos de grasa en cola (ver Fig.85). Los reptiles obesos tiene problemas de reproducción como: falta de libido, producción de huevos, problemas de distocia; además predispone a la presentación de lipidosis hepática y esteatosis (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).



Fig.85. Una tortuga mordedora con obesa; estas tortugas son muy susceptibles al sobrepeso por su voracidad

## Diagnóstico

Mediante el examen físico e historia clínica (dieta, la falta de ejercicio). Un diagnóstico definitivo se hace mediante ultrasonido o biopsia del hígado, la química sanguínea muestra elevadas las enzimas hepáticas, así como el colesterol y triglicéridos (Ackerman, 1997).

## **Diagnóstico diferencial**

- Edema: el cual puede deberse a enfermedad cardíaca, renal, hipoalbuminemia, excesos en la terapia de fluidos.
- Masas celómicas (estasis folicular, cálculos císticos, gravidez, retención de huevos, tumores y abscesos).
- Efusiones celómicas (hepatitis, celomitis, ruptura de vejiga)

(McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Se hace mediante el cambio de la dieta en cantidad y calidad; la frecuencia de alimentación, se ajusta a las necesidades metabólicas, crecimiento y actividad del animal en particular. La frecuencia de alimentación para cada especie esta descrita en el apartado de alimentación. Como no hay reglas absolutas una frecuencia de alimentación apropiada se basa en el sentido común y experiencia (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Wissman M. A., 2003).

Los animales necesitan ejercitarse, así mismo de disponer de espacio suficiente en su terrario para poder moverse con libertad. Se debe dar tratamiento a la lipidosis hepática y se recomienda el uso de antibióticos para prevenir infecciones bacterianas secundarias (Ackerman, 1997; Wissman M. A., 2003).

## **4.- CRECIMIENTO ACELERADO Y PRONTA MADURACIÓN EN TORTUGAS TERRESTRES JUVENILES**

### **Generalidades**

Las condiciones ambientales provistas a muchas tortuga terrestres en crecimiento; favorecen un crecimiento acelerado; el cual puede obtenerse en juveniles y recién nacidas al alimentarlas con dietas altas en proteínas (McArthur et al, 2004).

La xifosis altera dramáticamente la apariencia del caparazón (caparazón jorobado), es más comúnmente encontrada en especies de caparazón blando; la causa no está clara, pero probablemente es debido en parte a un saco de yema anormalmente grande, que altera el patrón de crecimiento del embrión, provocando una unión de las costillas y placas óseas, antes del nacimiento dándole una forma curva al caparazón (Alderton, 2002).

### **Etiología**

No es correcto ofrecer dietas altas en proteínas a jóvenes quelonios herbívoros, ya que los altos ritmos de crecimiento no son benéficos; pues resultan en defectos de crecimiento y enfermedades; estas dietas constan de chicharos, frijoles, carne y comida para perros. Los ritmos de crecimiento acelerado en quelonios juveniles se asocian a una alta mortalidad por enfermedades renales y deformidades esqueléticas (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

El crecimiento anormal del caparazón es el signo más obvio; los escudos cambian su ángulo resultando en lo que se conoce como piramidismo (ver fig.86), a veces el caparazón parece ser pequeño en comparación con las extremidades y la cabeza (McArthur et al, 2004).



Fig.86. Comparación entre una tortuga sana (izq.) y otra con deformidad del caparazón (der.) como consecuencia a una dieta alta en proteínas

El crecimiento acelerado es concurrente con iluminación inapropiada, dieta restringida y deficiente en calcio y vitamina D3, lo que se refleja en reblandecimiento del plastrón, debilidad de los miembros, deformidad del caparazón, fallo renal y muerte. La falla renal frecuentemente obstaculiza el tratamiento (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se hace en base a los signos clínicos y la anamnesis sobre la dieta del animal (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Se recomienda que los dueños den periodos de alimentación controlada tal y como ocurriría en libertad, una comida abundante a mediados de verano y en temporada de lluvias y una baja en condiciones climáticas frías incluyendo aumento de la humedad. De manera similar una hibernación corta, manejada en forma cuidadosa provee un descanso de la alimentación excesiva y crecimiento incontrolado, dando un desarrollo a un nivel aceptable, teniendo cuidado de no producir estrés al animal o ponerlo en riesgo. Lo cual puede lograrse con el siguiente régimen:

- Alternar los días de alimentación y la hora en que se les alimenta, ayuda a limitar el crecimiento.
- Una corta hibernación en juveniles, bien monitoreada previene un continuo crecimiento anual.
- Controlar la temperatura, humedad y fotoperiodo anual para que imiten las temperaturas y los ciclos de luz a los que estarían expuestos en libertad; evitando el mantener un crecimiento continuo durante el año.
- Proveer periodos controlados de crecimiento y periodos netamente de mantenimiento, como ocurriría en libertad.

(McArthur et al, 2004).

## **5.- INGESTIÓN DE QUÍMICOS Y PLANTAS TÓXICAS**

### **Generalidades**

Algunas plantas son tóxicas para los reptiles en especial para los herbívoros, pues al querer ampliar la variedad de su dieta, a veces no se está consciente de que algunas son tóxicas, lo

mismo ocurre al enriquecer el terrario con ellas, ya que llegan a ingerirlas. Incluso las virutas de maderas aromáticas usadas como cama no son benéficas para estos animales, ya sean carnívoros, herbívoros u omnívoros. Ver el tema plantas venenosas en anexos en el CD (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

Así mismo el uso de desparasitantes externos puede ser causa de intoxicación en estos delicados animales (Ackerman, 1997; Frye, 1994; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2007).

## **Etiología**

Se mencionan algunos casos pocos claros de ingestión de plantas tóxicas o químicos:

- Concentraciones altas de mercurio se vieron en tortugas que padecieron de enfermedad de las vías respiratorias altas.
- Se ha visto inmunosupresión en animales expuestos a bajos niveles de organoclorados y se cree pueden estar involucrados en infecciones oculares, nasales y óticas predominantes.
- La ingestión de ranúnculos (*Ranunculaceae spp.*) se asocia con gastritis hemorrágica, aunque el diagnóstico se dio debido a la falta de otras explicaciones.
- Los tiocianatos presentes en vegetales crucíferos como hojas de mostaza, calabaza, col, coles de Bruselas, Pak-choi, brócoli, coliflor, col rizada, semillas de mostaza y rabina se consideran bociógenos, capaces de inducir hiperparatiroidismo nutricional secundario, especialmente en las tortugas de la especie tortugas acuáticas; sin embargo esto solo ocurre si la dieta del animal se basa exclusivamente en estos vegetales.
- Vegetales con alto contenido en oxalatos de calcio, como espinacas, remolacha verde y acelgas reducen la disponibilidad de calcio y predisponiendo a hipocalcemia y enfermedad metabólica de los huesos; por lo que deberán darse con moderación en la dieta. Aunque su importancia clínica no ha sido probada. Los quelonios herbívoros tienen una mayor tolerancia a los oxalatos que los humanos; por lo que

no se reportan casos clínicos de urolitiasis por oxalatos. Debido a sus niveles tóxicos de oxalatos el ruibarbo nunca debe ser ofrecido.

- Evitar el tejo que resulta ser venenoso en estas especies.
- Se ha observado colapso severo y debilidad después de la ingestión de hojas y flores de narciso (*Narcissus pseudonarcissus*); también provoca toxicidad hepática, enteropatía, anemia y paresia.
- Para los reptiles que comen invertebrados las luciérnagas son tóxicas (letales para el dragón barbado); ya que contienen cardenólidos un tóxico tan potente que una sola luciérnaga provoca la muerte de un dragón adulto. Esta sustancia también la llegan a contener algunas mariposas por lo que es mejor evitarlas.

(IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

En lo que respecta a las luciérnagas los cardenólidos, son glucósidos cardíacos que inhiben la bomba Na-K y la actividad de la ATPasa a nivel del miocardio, aumentando la fuerza de contracción y disminuyendo la frecuencia cardiaca (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

### **Signos Clínicos**

Los signos varían dependiendo del toxico ingerido, con las camas de viruta de madera de resinas aromáticas se produce enfermedad de las vías respiratorias, mientras otros pueden producir gastritis, enteropatías, anemias, toxicidad hepática, etc. En el caso de la ingestión de luciérnagas se observa que el animal se desplaza con dificultad, sacude la cabeza, presenta cambios de coloración (hacia el negro), disnea y muerte aguda (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se hace en base a la signología del animal, la anamnesis y los resultados de laboratorio (química sanguínea) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Primeramente lavado gástrico y tratamiento de soporte. Algunos casos han podido estabilizar y se han recuperado después de varios meses de cuidados ((IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

## **6.- COPROFAGIA**

### **Generalidades**

Se ha visto a varias especies de quelonios consumir sus propias heces o heces de perro, esto se debe evitar mediante una estricta higiene. En vida libre las tortugas distribuyen sus heces en un área bastante amplia por lo que no es común que las encuentren (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

En cautiverio la deficiencia de minerales llevan al animal a ingerir su excremento para tratar de contrarrestar dichas deficiencias; también la falta de limpieza diaria de las heces puede hacer que el animal llegue a ingerirlas; así mismo si el animal esta parasitado, el mismo se reinfectar adquiriendo una parasitosis mayor; también ocurre transmisión de bacterias patógenas, virus y protozoarios (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

El dueño reporta haber visto al animal ingiriendo las heces además de que al observar su terrario podemos conocer las prácticas de higiene y en base a la anamnesis conocer su dieta (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

Es necesario mantener una buena higiene dentro del terrario y una dieta balanceada y suplementada de acuerdo a los requerimientos del animal (McArthur et al, 2004).

## **7.- INGESTIÓN DE CUERPOS EXTRAÑOS**

Ver Obstrucción/Impactación intestinal

## **8.-ENFERMEDADES METABOLICAS Y DEFICIENCIAS DE VITAMINAS Y MINERALES**

### **A) ENFERMEDAD METABÓLICA DE LOS HUESOS**

#### **Generalidades**

La enfermedad metabólica de los huesos (EMH) es un síndrome con etiología multifactorial que resulta en una osteodistrofía; también conocida como hiperparatiroidismo nutricional secundario, osteomalacia, raquitismo renal, osteogénesis imperfecta, parálisis de la jaula, osteodistrofia fibrosa cística, que ocasionalmente son consideradas como sinónimos, y sin embargo tienen una fisiopatología distinta dependiendo de la edad del animal y requieren de un manejo médico diferente. Se caracterizan por generar osteopenia, generalmente asociada a desbalances nutricionales, hormonales o metabólicos (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Siria et al., 2002).

La EMH se caracteriza por la presencia de defectos metabólicos que afectan la morfología y funcionamiento de los huesos, afectando a quelonios y lagartos herbívoros como las iguanas verdes (*Iguana iguana*), no es común en reptiles carnívoros, (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

La EMH es más comúnmente encontrada en animales jóvenes de rápido crecimiento; en quelonios en cautiverio las tasas de crecimiento son mayores que en vida libre; dando como resultado deformidades del caparazón (Beyon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los requerimientos específicos de calcio y vitamina D no están bien determinados en la mayoría de los reptiles; además estos requerimientos aumentan durante periodos de crecimiento en animales jóvenes y durante la reproducción en hembras (Beyon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004).

Los quelonios necesitan altos requerimientos en las primeras 8 semanas de vida que es cuando muchas especies doblan su peso (McArthur et al, 2004).

La mayoría de los reptiles requieren entre 1.8-3 mg/Kcal (0.6%-1% MS) de calcio en dieta y de 0.5%-0.8% de fósforo, manteniendo una radio de Calcio: Fósforo entre 1:1 y 2:1. Las recomendaciones de vitamina D van de 200-1000 UI/kg MS. Las tolerancias máximas son de 2.5% MS para el Calcio, 1.6% MS para el fósforo y 5000 UI/Kg MS para la vitamina D (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

- Dieta deficiente en Calcio
- Dieta deficiente en vitamina D
- Dieta con un desequilibrio Ca:P

- Dieta con exceso o deficiencia de Vitamina A
- Falta de exposición a una fuente de luz UV
- Exceso de proteínas en la dieta
- Alteraciones en el metabolismo de la vitamina D debido a enfermedad renal, hepática, intestinal o de paratiroides
- Cualquier cosa que predisponga a Anorexia
- Temperatura inadecuada
- Enfermedad renal
- En reptiles carnívoros e insectívoros solo se llega a ver cuando la presa es alimentada de manera deficiente con respecto al calcio.

(Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; Siria et al., 2002; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Es posible que la genética, el nivel de actividad, errores congénitos en la síntesis de enzimas, el contenido de calcio en huevo, la temperatura y humedad durante la incubación de los huevos y las condiciones ambientales durante el desarrollo neonatal, afecten el crecimiento y desarrollo de los huesos (McArthur et al, 2004).

### **Patogenia**

Los iones de calcio y fósforo están en un radio de 2:1. Un exceso en cualquiera de los 2 creara un desbalance; resultando en la absorción excesiva de fósforo a partir del fosfato de calcio en el intestino, provocando una hiperfosfatemia (Hoff et al., 1984).

Cuando el calcio sérico esta bajo o el fósforo dietario esta relativamente más elevado que el calcio, se estimulan las glándulas paratiroides para producir paratohormona (PTH), induciendo la remoción de calcio de los cristales de hidroxapatita de la matriz del hueso maduro; mientras la reabsorción continúa el hueso se va debilitando y se ve reemplazado por tejido conectivo fibrocolagenoso. Los huesos afectados tienden a ser largos en diámetro con líneas salientes irregulares y una consistencia esponjosa característica; estos huesos se

deforman fácilmente y las fracturas patológicas de huesos largos y vértebras son secuelas comunes (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; Siria et al., 2002; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).

La hormona paratiroidea también estimula la producción de 1,25 DHCC (en el riñón para aumentar la reabsorción de calcio) (UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).

Cuando hay una hipercalcemia por falla renal o por dieta (poco usual) las células parafoliculares o células "C" de las glándulas tiroides y los cuerpos ultimobranquiales son estimulados para secretar la hormona calcitonina, la cual inhibe la reabsorción de calcio de la hidroxiapatita (Hoff et al., 1984).

La concentración de calcio en plasma, usualmente esta elevada en la osteodistrofia fibrosa, hasta el curso avanzado de la enfermedad donde el calcio esta tan bajo que ocurren temblores musculares, tetania o astenia y por último muerte por falla cardíaca. En casos avanzados la terapia falla (Hoff et al., 1984).

- Dieta deficiente en Calcio: Alimentos como la remolacha verde, col y espinacas contienen buenos niveles de calcio pero parte del calcio es ligado a oxalatos que estas mismas contienen, haciéndolo insoluble y por lo tanto fisiológicamente no disponible. En cantidades moderadas estos alimentos son bien tolerados; sin embargo un exceso de estos vegetales en la dieta afecta la disponibilidad del calcio; lo mismo ocurre con dietas pobres en calcio (jitomate, pepino, lechuga) que no son suplementadas (ver apartado de alimentación). Las hojas de ruibarbo contienen oxalatos en exceso por lo que no se debe de alimentar a los reptiles con ellas. En reptiles carnívoros la deficiencia de calcio es por dietas basadas en carne y vísceras, sin hueso; así como la administración de presas neonatas (bajas en calcio) tales como pinkies y pollitos (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

- Dieta deficiente en vitamina D: Es más importante el rol de la luz UVB en la activación de la vitamina D; que el acceso a altos niveles de vitamina D vía oral. Una buena fuente de luz UVB transforma el colesterol en vitamina D precursora y la activa, facilitando la

absorción intestinal de calcio. Generalmente los suplementos cálcicos contienen vitamina D, representada como colecalciferol, esterol animal o vitamina D3 (McArthur et al, 2004).

-Dieta con un desequilibrio Ca: P: Estudios en tortugas salvajes muestran que el consumo ideal del radio de Ca: P debe ser de 3:1-6:1. Las dietas para quelonios caen en el error de dar mayor cantidad de fósforo, lo que causa que el calcio disponible se una al fosfato formando fosfato de calcio insoluble; por ende aumenta la actividad de la paratiroides para compensar la falta de calcio (McArthur et al, 2004).

Las dietas altas en proteínas y vegetales verdes con altos contenidos de fósforo (radio de Ca: P; chicharos 1:3, habas 1:6, germen de frijol chino 1:3, comida para perros 1:44) deben modificarse eliminándolos de la dieta o disminuyendo su cantidad además de suplementar con calcio (calciosol, lactato de calcio, cascara de huevo o jibia rallada), los insectos también tienen altos contenidos de fosforo por lo que deben suplementarse con calcio (ver capítulo de alimentación). El exceso de proteínas en la dieta hace que los quelonios presenten deformidad del caparazón por un crecimiento acelerado (piridamismo) (McArthur et al, 2004).

-Falta de exposición a una fuente de luz UV: La luz UVB es necesaria para la transformación del colesterol en colecalciferol (vitamina D), lo cual se lleva a cabo al exponer la piel a la luz; por lo tanto la falta de luz UVB lleva a una deficiencia de vitamina D y por ende a una hipocalcemia (Ackerman, 1997; McArthur et al, 2004).

Lo ideal es el uso de la luz solar directa; en latitudes templadas se recomienda y es necesario el uso de fuentes artificiales de UVB que emitan un espectro entre 290-320 nm, que es el que activa la vitamina D. Se recomienda programar el uso de la luz a los cambios cíclicos de esta y duración del día de acuerdo a la época del año (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006; Wissman M. A., 2003).

Se debe tener cuidado con la exposición a la luz UVB en especies nocturnas o foto fóbicas, para evitar un estrés innecesario al animal a través de una exposición forzada o excesiva (McArthur et al, 2004).

Los materiales como el vidrio y el plexiglás filtran los rayos UVB (ya sean solares o de focos) por lo que nada debe interponerse entre el reptil y la fuente de luz, aunque hoy en día hay ciertos plásticos comercialmente disponibles (Solacryl SUVT®, Polycast, Stamford, CT) que permiten el paso de los rayos UVB y pueden utilizarse en la construcción del terrario. La exposición a la luz solar debe ser moderada (15-30 min diarios) con opción a sombra y agua disponible. Para más información checar en instalaciones el apartado de iluminación (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Portillo, 2006).

-Alteraciones en el metabolismo de la vitamina D debido a enfermedad renal, hepática, intestinal o de paratiroides: La vitamina D3 es producida a partir del 7dehidrocolesterol por la luz solar, posteriormente es llevada al hígado y es convertida en 25-hidroxicolecalciferol; el cual en riñón es convertido en 1,25dihidroxicolecalciferol el cual dicta información al ARNm para incrementar el transporte de calcio. Por lo que una afección renal o hepática afectara la producción de vitamina D3. Mientras que la enfermedad en el intestino delgado disminuye la absorción de calcio asociada a la vitamina D3, la cual también es reducida en ausencia de sales biliares, la solubilidad y disponibilidad del calcio está influenciada por la acidez del contenido gástrico (McArthur et al, 2004).

-Temperatura inadecuada: La función digestiva en las iguanas verdes (*Iguana iguana*) y otros reptiles se ve disminuida en temperaturas menores a los 21°C; esto es debido a que se impide la actividad enzimática y degradación microbiana de la comida; por lo que falla la absorción de nutrientes; por esto requieren temperaturas cerca de su temperatura optima preferida para una digestión eficiente (McArthur et al, 2004).

- Enfermedad renal: Los riñones se encargan de eliminar el fósforo; por lo que si estos no están funcionando de manera adecuada, hay una hiperfosfatemia y se comienza a estimular

a la glándula paratiroide de forma similar a lo que ocurre con el fósforo en la dieta (Ackerman, 1997).

### Signos Clínicos

En general los pacientes presentan claudicación anorexia o depresión. Varias especies de lagartos pueden presentar estasis gastrointestinal, distocia, tetania, temores musculares, hiperreflexia, prolapso rectal o cloacal (sobretudo iguanas verdes jóvenes) y crecimiento lento. La proporción y forma de los huesos frecuentemente se ven alterados, observándose mandíbulas grandes o aumento del volumen de los huesos, indicando la presencia de una distrofia ósea severa; llegan a presentar fracturas espontáneas; rotación de la escápula; inhabilidad para caminar (caminar carpal) (ver Fig.87) (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).



Fig.87. En la imagen superior izquierda se puede observar una iguana con deformación de la mandíbula y el apoyo carpal de los miembros anteriores mientras que los posteriores carecen ya de apoyo, en la imagen superior derecha, la iguana presenta una severa lordosis por la descalcificación sufrida, en las fotos inferiores se ve al mismo animal mostrando deformación mandibular.

Las radiografías muestran cavidades medulares normales rodeadas por una expansión masiva del hueso cortical con una radiodensidad grandemente disminuida (Hoff et al., 1984).

En quelonios las presentaciones varían entre tortugas terrestres y acuáticas; así mismo para los reptiles en general varían entre jóvenes y adultos. En las tortugas acuáticas el hallazgo principal es un caparazón blando, el cual se puede comprimir fácilmente al ejercer presión con los dedos; los quelonios en crecimiento presentan un caparazón distorsionado con piridamismo de los escudos, el cual ocasionalmente va acompañado de un crecimiento distorsionado y excesivo de la ranfoteca y las tortugas pueden presentar un sonido hueco característico cuando se percusiona el caparazón (ver Fig.88) (Ackerman, 1997; Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).



Fig.88. En la imagen del lado izquierdo se ve el reblandecimiento del caparazón mientras que en la imagen derecha la deformidad del caparazón ambas causadas por deficiencias en la dieta

Los quelonios adultos poseen grandes reservas de calcio en los huesos del caparazón, plastrón y miembros, es por esto que son resistentes a la hipocalcemia por largos periodos; sin embargo son más susceptibles de sucumbir a enfermedades metabólicas no específicas asociadas con hiperparatiroidismo nutricional secundario (calcificación metastásica, fallo renal y trastorno del metabolismo de los lípidos) (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

De acuerdo a los signos observados la enfermedad se puede ser debida a:

-Osteomalacia: Se presenta en adultos y es la falla en la calcificación de los huesos. El hueso está poroso, reblandecido y con una baja densidad; los huesos que dan soporte se encuentran debilitados y suaves. En la radiografía se observa la pérdida de densidad de los huesos así como el adelgazamiento de su corteza, un patrón trabecular poroso, puntos radiolucidos, fracturas plegables y huesos arqueados (McArthur et al, 2004).

-Osteoporosis: La reabsorción del osteoide excede a la formación; lo cual resulta en la disminución de la matriz del hueso y por ende disminuye la densidad. Los huesos se encuentran ligeros, quebradizos y frágiles y hay pérdida de la masa ósea. En los animales jóvenes se retrasa la osificación del cartílago. En la radiografía se ve adelgazamiento de la corteza y aumento de la cavidad medular; las trabeculas se vuelven más pronunciadas conforme van disminuyendo (McArthur et al, 2004).

-Raquitismo: Afecta a animales jóvenes y es el fallo en la mineralización de la matriz osteoide o matriz cartilaginosa; frecuentemente asociada con el arqueado de los huesos largos y ensanchamiento de las metafisis (McArthur et al, 2004).

-Osteodistrofia fibrosa: El osteoide reabsorbido es reemplazado por tejido conectivo; en quelonios se manifiesta como piramidismo de los escudos y crecimiento excesivo de la ranfoteca (Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004).

La hipocalcemia en iguanas verdes (*Iguana iguana*) se manifiesta como tetania flácida; mientras que en quelonios no se observa tetania debido a que el caparazón actúa como un gran reservorio de calcio en los adultos; pero si se puede observar debilidad la cual puede estar asociada a hipocalcemia y/o anomalías con el fósforo. Los quelonios adultos con trastorno en el metabolismo del calcio presentan distocia, anorexia, prolapso del órgano cloacal y digestión anormal o constipación, los cuales presentan una fuerte asociación con EMH (McArthur et al, 2004).

Los animales con signos consistentes con hipocalcemia debido a HPNS presentan niveles menores a 1mmol/l de calcio ionizado y requieren de una estabilización inmediata (McArthur et al, 2004).

La hipofosfatemia se relaciona con periodos de anorexia o hiperparatiroidismo; así mismo parece acompañar periodos de normo calcemia en animales crónicos mantenidos en condiciones inadecuadas (luz, alimentación, sin suplementación de calcio). El hiperparatiroidismo resulta en la reabsorción de los minerales del caparazón, disminuye la

absorción de fósforo en el intestino e incrementa la excreción de este vía renal (McArthur et al, 2004).

Hay diferencias en la presentación de esta enfermedad entre animales juveniles y adultos, las cuales se muestran en la siguiente tabla:

**TABLA 25**  
**Signos Clínicos de la EMH en Animales Jóvenes y Adultos**

Jóvenes	Adultos
Caparazón suave en quelonios	Letargia y Anorexia
Pico de perico en quelonios, deformidad de la mandíbula en lagartos	Debilidad muscular
El adelgazamiento de la pelvis resulta en miembros posteriores extendidos y torcidos y un andar anormal; los quelonios se desplazan deslizando el plastrón por el suelo	Prolapso del órgano cloacal
Piridamismo de los escudos en quelonios	Retención de huevos
Alteraciones en la conformación del caparazón	Fracturas de huesos largos (principalmente en lagartos menos común en quelonios)
Alteraciones en el desarrollo del cráneo	Compromiso renal y lipidosis hepática
	Debilidad muscular

(Beyon y Cooper, 1999; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

### **Diagnóstico**

Se debe hacer una evaluación de la dieta, la cual demuestra que no cumple con el balance Ca: P adecuado (1.2-1.5:1), no se usan suplementos en la dieta y hay presencia de productos cárnicos en dietas para herbívoros; así como presencia en exceso de alimentos con oxalatos (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

Evaluar el tipo de luz que se provee (luz artificial o luz solar), si se utiliza luz artificial ver que espectro de luz proporciona el foco; si solo es luz UVA (320-400nm) o si también se tiene UVB (285-320nm), la intensidad de estas luces, si no provocan fotofobia, el fotoperiodo (basado en la latitud y variación anual), la posición de la luz (que nada se

interponga entre la luz y el animal; debe haber una distancia de 6 pulgadas entre la luz y el animal), el tiempo de reemplazo de los focos (McArthur et al, 2004).

La osteodistrofia ósea severa se confirma mediante radiografías observándose en los huesos la pérdida de densidad ósea, con las cortezas visiblemente delgadas y se llegan a encontrar fracturas patológicas. En quelonios se recomienda examinar los pilares de los puentes que conectan el caparazón y plastrón; así como los escudos axilares e inguinales (ver fig.89) (Beyon y Cooper, 1999; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).



Fig.89. Diferencia entre una radiografía normal de Iguana Verde (izq.) y otra con hiperparatiroidismo nutricional secundario y osteodistrofia fibrosa (der.)

Los niveles en sangre de calcio y fósforo inorgánico no son de mucha ayuda; ya que se encuentra poca información sobre los niveles sanguíneos de estos minerales en reptiles que padecen de EMH; además de que no hay datos sobre la disponibilidad de calcio ionizado, otra complicación es que la vejiga y los riñones ayudan a mantener los niveles sanguíneos de calcio y fosfato inorgánico (McArthur et al, 2004).

Sin embargo los bajos niveles de calcio son altamente sugestivos de EMH, especialmente si los niveles de albumina esta normales o elevados. Aunque también es posible que animales que presentan niveles elevados de calcio (como hembras durante la vitelogenesis) sigan teniendo deficiencia en los niveles de calcio ionizado; por lo que para la interpretación de los niveles de calcio sérico deben de tomarse en cuenta varios factores incluyendo los estándares de nutrición y manejo (McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico diferencial**

Se debe de diferenciar de enfermedades hepáticas o renales las cuales afectan el metabolismo de la vitamina D, lo que puede conducir a que el animal presente signos de deficiencia u ocasionalmente de toxicidad por esta vitamina (Mader, 2006).

## Tratamiento

Deben de corregirse las causas nutricionales y ambientales, incluyendo suplementación con vitamina D3 (teniendo cuidado de no excederse ya que se puede provocar una mineralización metastásica) y calcio; así como exposición a la radiación UVB, principalmente solar pues aunque existen lámparas UVB de una onda adecuada (290-300 nm), la luz natural es mejor y más fácil de proveer, con una exposición de por lo menos 10 minutos, 3 veces a la semana, de forma directa, teniendo cuidado de que el animal tenga acceso a la sombra, para evitar la hipertermia y con esto la muerte del animal (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Wissman M. A. , 2003; Siria et al., 2002).

De inicio se recomienda la administración de gluconato de calcio al 10% a dosis de 100-200 mg/kg o 1ml/kg por vía intracelómica una vez por semana durante 4-8 semanas (también se utiliza si se presenta tetania vía intracelómica o intramuscular cada 6 horas hasta que esta desaparezca), dependiendo de la severidad del caso y la respuesta al tratamiento. Este tratamiento no se recomienda para quelonios, a menos de que exista una verdadera hipocalcemia. Después de las inyecciones es posible iniciar la suplementación oral con gluconato de calcio a dosis de 1mg/kg/día durante 30 días o utilizar suplementos de calcio específicos para reptiles herbívoros, a base de carbonato de calcio a dosis de 100-200 mg/kg/semana como el Calciosol con fijador; otra literatura menciona dosis de 200-500 mg dos veces al día oral, IM o IC durante 2 semanas (Ackerman, 1997; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).

Para la administración de vitamina D3 vía oral se recomienda calcitriol (Rocaltrol®, Roche) o dihidrotaquisterol (AT.10® Sanofi/Winthrop, Hytakerol, DHT) a una dosis empírica de una gota por kg diariamente durante 1-3 días otra literatura recomienda una dosis de 1,650 UI/kg posteriormente se administra el medicamento en días alternados dependiendo de la severidad de la enfermedad sin pasar de las 2 semanas de tratamiento; al

mismo tiempo se debe de administrar un regulador del equilibrio del calcio/vitamina D; el cual se continua por un tiempo más (McArthur et al, 2004-, Siria et al., 2002).

Como regulador se ha utilizado la calcitonina de salmón sintética (Miacalcin®, Schering Plough) a una dosis de 50 UI/kg una vez a la semana durante 2 semanas o 1.5 UI/kg/8h, después de 3 días de haber empezado un tratamiento con calcio y vitamina D3 para evitar la tetania por hipocalcemia; la calcitonina actúa inhibiendo la producción de la paratohormona; por lo que una sola dosis produce una dramática mejora, no se suele aconsejar en las primeras fases del tratamiento porque activan los osteoclastos y agravan la descalcificación ósea. (McArthur et al, 2004; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Las tortugas acuáticas juveniles pueden seguir una dieta variada y debe evitarse la carne roja y los filetes de pescado. El pescado fresco es ideal puesto que el esqueleto al igual que los intestinos y otros órganos nutritivos como el hígado, son muy beneficiosos, sin dejarlos como única fuente de alimento. Para los herbívoros se deben de incluir vegetales ricos en calcio como el perejil, zanahorias, col, coliflor, ejotes, berro y uvas pasas; flores como rosas, capuchinas, claveles e hibiscos y semillas de ajonjolí; los cuales poseen una proporción Ca: P de 1.5-2:1 (en las especies omnívoras una pequeña cantidad de comida para perros una vez por semana les proporciona vitamina D3 adicional); ya que la mayoría de frutas y verduras que se proporcionan a los reptiles herbívoros en cautiverio como la lechuga, jitomate, pepino, manzana, pera y plátano son ricas en fósforo, lo que predispone a la presentación de EMH. Por esta razón, es necesario considerar la suplementación de calcio en forma rutinaria. Todo lo anterior se utiliza como complemento al alimento seco balanceado (Ackerman, 1997; Beyon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

Las fracturas no deberán de ser reparadas hasta que se corrija los niveles de calcio (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

## **Prevención**

Una dieta adecuada además de la provisión de luz solar directa, son esenciales para la prevenir y evitar este problema. Aunque las dosis necesarias de calcio, vitamina D3 y fósforo no están bien determinadas todavía se recomienda que la dosis de calcio sea de 1.8-3mg/Kcal o 0.6%-1.5% de la MS (materia seca) y probablemente un poco más alta en tortugas terrestres en reproducción, con un máximo de tolerancia del 2.5%, la dosis de fósforo ocupa un porcentaje de 0.5%-0.8% en la dieta, con una tolerancia máxima de 1.6%. La dosis de vitamina D3 se recomienda sea de 200 a 2000 UI/kg de vitamina D3 con un máximo tolerado de 500 UI/kg (Mader, 2006).

## **B) VITAMINA A**

La vitamina A es esencial para el mantenimiento de la integridad del epitelio; así mismo también es importante para las estructuras concernientes con la visión (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Hipovitaminosis A**

#### **Generalidades**

Es la deficiencia más comúnmente encontrada en reptiles cautivos; especialmente en tortugas acuáticas jóvenes, muy pocas veces se presenta solo. Esto se debe a la práctica de dar dietas a base de carne o pescado excluyendo cualquier vegetal verde (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Siria et al., 2002).

Los niveles de vitamina A son buenos en la mayoría de las dietas para quelonios en especial la de los herbívoros, ya que son ricas en  $\beta$ -caroteno (precursor de vitamina A) por contener vegetales verdes de hoja oscura (espinaca, diente de león, nabo, hojas de mostaza, Pak-choi y brócoli), así como frutas y vegetales color amarillo/naranja (zanahoria y calabaza). Sin embargo las deficiencias son posibles cuando se evita la pastura y la dieta se restringe a componentes bajos en  $\beta$ -carotenos como lechuga iceberg y pepino (McArthur et al, 2004).

Los quelonios requieren de una ingesta baja y constante de vitamina A, tortugas con una inadecuada ingesta de vitamina A, requieren de suplementación como Vitafort-A (125, 000 UI de vitamina A), la suplementación vía oral es poco probable que provoque una hipervitaminosis; los quelonios con una dieta adecuada en contenido con vitamina A es poco probable que se beneficien de dicha suplementación (McArthur et al, 2004).

Observaciones han destacado que las tortugas de tierra (en inglés tortugas de caja; *Terrapene* spp.) no convierten de manera eficiente el beta caroteno en retinol, por lo que necesitan que su dieta contenga esteres de retinol, como el acetato de retinol y el palmitato de retinol, lo mismo sucede con los reptiles carnívoros (Mader, 2006).

La hipovitaminosis A es bastante común en quelonios omnívoros y carnívoros, pues son comúnmente alimentados con dietas deficientes o restringidas, además de que el animal se puede obsesionar con algunos elementos en la dieta y rechazar otros exacerbando la enfermedad (McArthur et al, 2004).

En los recién nacidos la yema remanente llena sus requerimientos nutricionales por 6 semanas aproximadamente, por lo que después de este punto las deficiencias se hacen dramáticamente aparentes (McArthur et al, 2004).

Se ha vuelto una práctica común la inyección de vitamina A cuando se sospecha de una deficiencia antes de la hibernación; sin embargo su valor terapéutico es limitado, lo mejor que se puede hacer si se sospecha de una deficiencia, es evitar la hibernación y mejorar los estándares de nutrición, ya que la inyección de vitamina A puede llegar a ser tóxica al entrar el animal en estado de inactividad metabólica (McArthur et al, 2004).

Los reptiles que presentan hipovitaminosis A también presentan deficiencias de otros nutrientes (ej. Enfermedad metabólica de los huesos) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

## **Etiología**

En tortugas terrestres la deficiencia solo llega a presentarse en animales con una dieta deficiente o si han presentado anorexia, ambas por largos periodos; también ocurre en animales recién adquiridos (1-4 semanas de haberlos comprado) ya que en algunas tiendas de animales, estos quelonios son alimentados solo con lechuga y pepino los cuales tiene bajos niveles de  $\beta$ -carotenos. (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004).

## **Patogenia**

La presentación de los signos clínicos, se debe a la metaplasia escamosa del epitelio de las células endoteliales de los conductos y vías aéreas, conjuntiva, gingiva, conductos pancreáticos, túbulos renales, piel y alveolos pulmonares entre otros tejidos (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Siria et al., 2002).

El desprendimiento de las células endoteliales obstruye los conductos de las glándulas de Harder causando problemas con el drenaje lacrimal, con el consecuente edema palpebral. Esta condición puede ser fatal de no tratarse (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

## **Signos Clínicos**

La deficiencia resulta en una metaplasia escamosa y problemas relacionados al epitelio, blefaroedema, sobre crecimiento de las partes queratinizadas de la mandíbula y el maxilar, degeneración de los epitelios como conjuntiva, gingiva, ductos pancreáticos, túbulos renales, piel y alveolos pulmonares. El tejido glandular especializado disminuye o cesa su secreción. Las glándulas mucosas y serosas se llenan con queratina. La deficiencia crónica de vitamina A puede predisponer a ceguera post-hibernación (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Otros sistemas que se ven afectados son: sistema respiratorio, endocrino, gastrointestinal y genitourinario. Las alteraciones en las superficies mucosas junto con la disminución de la inmunidad humoral y celular, predisponen al animal a una infección (Hoff et al., 1984).

- Signos oculares: clásica presentación en jóvenes tortugas acuáticas, observándose edema palpebral, blefaritis unilateral o bilateral, anasarca, hiperqueratosis de la piel externa de los párpados, descarga ocular, inflamación e infección de la conjuntiva, resultando en metaplasia escamosa de la glándula Harderiana; estos signos clínicos también pueden presentarse en tortugas terrestres. La deficiencia crónica en tortugas terrestres produce impedimento visual, ceguera o ceguera post-hibernación (ver Fig.90) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

Fig.90. Blefaritis en un galápagos joven por hipovitaminosis A



- Signos en piel: disecdisis, desprendimiento de la piel, infección del oído medio y abscesos aurales (McArthur et al, 2004).
- Signos respiratorios: la infección del tracto respiratorio superior o inferior puede estar ligado a hipovitaminosis A, y ambas comparten signos clínicos similares que incluyen producción excesiva de saliva y descarga nasal blanquecina espesa, depresión, anorexia, pérdida de peso, disnea y boqueo (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).
- Otros signos clínicos: falla en la ovoposición, lipidosis hepática, fallo renal e inflamación inguinal y axilar secundaria a fallo renal (McArthur et al, 2004).

Puede haber infecciones concomitantes por bacterias o virus, además de la hipovitaminosis A (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).

## **Lesiones Microscópicas**

Los cambios histopatológicos observados son metaplasia escamosa e hiperqueratosis del lacrimal y de los túbulos de la glándula de Harder (Hoff et al., 1984).

## **Diagnóstico**

Se basa en los signos clínicos y la combinación de factores. Se debe hacer el diagnóstico diferencial con cualquier condición que cause una patología ocular como traumatismos, cuerpos extraños, irritación por partículas en el aire e infección de la conjuntiva. Todos los casos inexplicables de anorexia y enfermedad respiratoria deben de incluir un examen completo incluyendo chequeo de los ojos y reflejos visuales. La historia de la dieta y la histopatología de epitelios (metaplasia escamosa) ayudan a la construcción del diagnóstico (McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002).

## **Diagnóstico diferencial**

Inflamación de las glándulas oftálmicas y formación de granulomas o abscesos (Mader, 2006).

## **Tratamiento**

- Manejo de la Dieta: Mejorar la dieta dependiendo de la especie proveyendo al animal de cantidades adecuadas de vitamina A y otros nutrientes; para tortugas terrestres y tortugas acuáticas se sugiere que la dieta contenga de 2000-10, 000 UI de vitamina A/kg de materia seca o es lo mismo de 2-8 UI/g de materia seca, mientras que para las tortugas de caja (*Terrapene sp.*) se recomienda que la dosis diaria sea de 3-6 UI/g de materia seca; la dieta en estos quelonios se puede complementar con la adición de vegetales verdes frescos; como hojas de alfalfa, pellets, etc. Otra literatura recomienda la administración en la comida a una dosis de 100, 000 UI de vitamina A/kg cada tercer día (Hoff et al., 1984; IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007;

Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Es muy importante realizar un cambio de dieta paulatino en tortugas acuáticas, enfocándose a un alimento balanceado (o varios), diseñado específicamente para ellas (ver Fig.91) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007).



<http://www.biomaa.com.mx/turtoo.htm>

Fig. 91. En el mercado podemos encontrar alimentos de diferentes marcas los cuales proporcionan los nutrientes necesarios de acuerdo a la etapa de desarrollo en la que se encuentre el animal

En las especies omnívoras se pueden ofrecer pequeñas cantidades de hígado una vez por semana; aunque se prefieren las presas frescas (peces pequeños y lombrices de tierra) (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

También se sugiere la suplementación con vitamina A oral con productos como Vitafort A o Vitater o mediante fuentes naturales de caroteno (zanahorias) y vitamina A preformada, junto con la ingesta adecuada de vitamina E, zinc y proteínas ya que son esenciales en el metabolismo del retinol (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Es de vital importancia que el dueño conozca la dieta correcta para su mascota, para evitar la presencia de este problema (Beynon y Cooper, 1999).

- Manejo de lesiones: El tratamiento de las lesiones se lleva a cabo mediante la remoción de los detritus celulares debajo de los párpados en tortugas acuáticas con la subsecuente administración de antibióticos en pomadas o gotas oftálmicos, en los dos ojos por 3 días seguidos, en estos días la tortuga no deberá de permanecer en el

tanque, al cuarto día se regresa al quelonio al tanque de agua, en el agua se le administra Vigantol ADE fuerte\*(ver tabla 26) o Vitafort A por 3 días seguidos, al cuarto día se retira al reptil del tanque y se le vuelve a aplicar la pomada por 3 días y así sucesivamente hasta que la enfermedad desaparezca, en acuarios que tengan filtro con carbón activado lo tienen que retirar mientras se esté administrando la vitamina A. En tortugas terrestres la pomada se aplica por 6 días seguidos junto con Vigantol ADE fuerte\* en el agua de bebida, el agua de bebida se cambiara a diario (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; Siria et al., 2002 <http://www.ayotl.com.mx/14501/22301.html>).

**TABLA 26**

**Dosis en que se tiene que diluir Vigantol ADE fuerte en el agua**

Litros de Agua	Mililitros de Vigantol ADE
100	8
90	7.2
80	6.4
70	5.6
60	4.8
50	4
40	3.2
30	2.4
20	1.6
10	0.8
5	0.4
2.5	0.2
1.2	0.1

(<http://www.ayotl.com.mx/14501/22301.html>)

Las condiciones secundarias como disecdisis e infecciones secundarias también deberán tratarse (McArthur et al, 2004).

- Inyecciones de Vitamina A: Es muy fácil provocar una hipervitaminosis incluso con una sola inyección de vitamina A o con la inyección de un multivitamínico por lo que se deben usar con gran precaución o de ser posible evitarse del todo. Es mejor ofrecer alimentos ricos en  $\beta$ -carotenos y usar suplementos de vitaminas y minerales; el  $\beta$ -caroteno es una medida segura, ya que el cuerpo lo convierte en vitamina A

conforme sea necesitado, por lo que las probabilidades de una sobre dosificación son bajas (McArthur et al, 2004; Wissman M. A., 2003).

Para reducir las posibilidades de una hipervitaminosis A iatrogénica, solo se deben de utilizar productos de base oleosa y se deben evitar a toda costa los productos miscibles en agua; aunque otra literatura menciona que los productos miscibles en agua también tienen altas concentraciones de vitamina A, sin embargo su almacenamiento en hígado es menor que con los productos oleosos o emulsificados (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

En la literatura, todavía no hay dosis estandarizadas para la administración de vitamina A, algunos textos se sugieren dosis tan altas como 100,000 UI/kg las cuales exceden los niveles de toxicidad (McArthur et al, 2004).

En tortugas acuáticas se emplea una dosis única de 2000 UI/kg, vía IM o SC, con una repetición a las 2 semanas, con frecuencia el problema se resuelve con la segunda aplicación, aunque en algunos casos se necesitan de más aplicaciones, teniendo un máximo de 6 (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Para tortugas terrestres no se recomienda la inyección de vitamina A, ya que es muy fácil provocar una hipervitaminosis A iatrogénica en estas especies, por lo que es mejor el tratamiento vía oral con fuentes naturales de  $\beta$ -caroteno y vitamina A preformada (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

La terapia antibiótica se recomienda si existe evidencia de infección concurrente (descargas nasales u oculares de un color amarillento o verdoso, lesiones en cavidad oral susceptibles de infección) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

Es muy importante la corrección de las posibles fallas en el ambiente (temperatura, humedad, iluminación, etc.) para coadyuvar al proceso de sanación (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006).

## **Hipervitaminosis A**

### **Generalidades**

El exceso de vitamina A también provoca cambios degenerativos en el epitelio, por lo que la deficiencia y el exceso de vitamina A se confunden fácilmente; así que el clínico debe tener cuidado; ya que comúnmente se comete el error de administrar más vitamina A, a un paciente con hipervitaminosis, lo que resulta en una toxicidad que lleva a la degeneración de los epitelios en especial el de la piel. Es por eso que la terapia de vitamina A por inyección debe de administrarse con precaución y solo en animales que tengan evidencia convincente de padecer la deficiencia (McArthur et al, 2004).

Hay que tomar en cuenta que la mayoría de productos comerciales de vitamina A inyectable, están diseñados para mamíferos grandes, haciendo que la dosificación para los pequeños reptiles sea imposible. Además de que las dosis que se recomiendan para el tratamiento de la hipovitaminosis A muestran un amplio grado de variaciones (McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

Es debida a la administración frecuente de cantidades excesivas de vitamina A, la mayoría de pacientes que llegan a consulta ya han sido tratados con una inyección de vitamina A (McArthur et al, 2004).

### **Signos Clínicos**

La toxicidad en quelonios se manifiesta primariamente por desprendimiento de la piel, los signos clásicos de la hipervitaminosis son separación del epidermal frecuentemente descrito como el desprendimiento de camiseta y shorts, la piel suave de los miembros se ampolla en el inicio de la enfermedad, dejando ver la epidermis (ver Fig.92).

También ocurren cambios en órganos internos (McArthur et al, 2004).



Fig.92. Pérdida del epitelio epidérmico por hipervitaminosis A

## **Diagnóstico**

Se basa en la historia y signos clínicos (McArthur et al, 2004).

## **Tratamiento**

El tiempo de recuperación para los casos que presentan desprendimiento de piel es de 4-6 meses, el tratamiento es bastante similar al de las quemaduras. El cuidado de soporte requiere de terapia de fluidos y soporte nutricional. Los animales severamente debilitados requieren de alimentación por medio de una sonda esofágica por alrededor de 6 semanas. Los glucocorticoides están contraindicados, pues mantienen elevados niveles de retinol y esteroides de retinol (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Limpiar las lesiones de forma regular con un antiséptico tópico; así como la administración de antibióticos y antifúngicos tópicos y sistémicos. El proteger las lesiones con vaselina durante las etapas agudas ayuda a reducir la pérdida de fluidos y la contaminación de las heridas. Se administrarán analgésicos en especial al inicio del tratamiento. Algunos casos requerirán de eutanasia (McArthur et al, 2004).

## **C) VITAMINA B**

### **Generalidades**

Las principales deficiencias por vitamina B que se ven en reptiles son la hipovitaminosis B1 (deficiencia de tiamina) y la deficiencia de biotina, ambas inducidas. Las principales especies afectadas por la deficiencia de tiamina son serpientes acuáticas piscívoras y tortugas acuáticas; mientras que los reptiles que incluyen el huevo en su dieta son susceptibles a la deficiencia de biotina (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

## **Etiología**

La hipovitaminosis B1 es ocasionada por dietas con altas proporciones de pescado (vísceras) y moluscos crudos y/o descongelados, los cuales contienen niveles significativos de enzimas tiaminasa, resultando en la pérdida de tiamina endógena; así mismo es provocada por dietas con poca variedad y plantas que contienen fitotiaminasas (especialmente los helechos, son tan ricos en tiaminasa que pueden llegar a ser tóxicos), esta última afectando a reptiles herbívoros (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al., 2004; <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/tiamina.html>).

Hay una teoría todavía no comprobada de que animales sometidos a largos tratamientos de antibióticos, pueden presentar signos de deficiencia de tiamina por la disminución de la micro flora intestinal productora de vitamina B1, debido a la antibioterapia (Mader, 2006).

La deficiencia inducida de biotina se da por la alimentación de huevo de gallina fresco y crudo, con la exclusión de otras fuentes de proteína animal. La sustancia antibiotina es la avidina, presente en la albúmina del huevo. Bajo condiciones naturales los reptiles que se alimentan de huevos de aves, usualmente los consumen fertilizados; por lo tanto contiene embriones, además de que el volumen de albúmina está reducido en estos huevos y los tejidos del embrión proporcionan suficiente cantidad de biotina. Estos reptiles aparte complementan su dieta con pequeñas aves y mamíferos, carroña e incluso frutos, por lo tanto es difícil que reptiles silvestres presenten este desorden (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/biotina.html>).

## **Patogenia**

La degradación de la tiamina se lleva a cabo por la acción de las enzimas tiaminasas las cuales producen la ruptura del puente entre los dos heterociclos. La falta de tiamina produce una necrosis cerebral causante de los signos nerviosos (Beynon y Cooper, 1999; <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/tiamina.html>).

La avidina, especialmente cuando está unida a la biotina, es muy resistente a la proteólisis por las enzimas del aparato digestivo, de tal forma que hace a la biotina ligada, totalmente indisponible (<http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/biotina.html>).

### **Signos Clínicos**

Los signos de la deficiencia de tiamina generalmente no son específicos, se observa pérdida de peso, neuritis periférica o central, tremor muscular y/o fasciculación, incoordinación, locomoción en espiral (tortugas acuáticas se observan nadando en círculos), ceguera, tortícolis, postura anormal, disfagia, bradicardia. En tortugas acuáticas el signo más notable es la presencia de enoftalmos, mientras que las serpientes no pueden dirigir el ataque a su presa (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Los reptiles con deficiencia de biotina aparentan estar bien alimentados; aunque uno de los primeros signos es la anorexia al mismo tiempo se observa temores musculares y astenia muscular generalizada, la cual el cuidador interpreta como letargia. El animal es incapaz de mover sus miembros por voluntad propia. (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

### **Diagnóstico**

En base a los signos clínicos y la historia de la dieta del animal (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

### **Lesiones Macroscópicas**

A la necropsia no se observan lesiones macroscópicas en los casos de deficiencia de tiamina (Mader, 2006).

## **Lesiones Microscópicas**

Histológicamente en los casos de deficiencia de tiamina se observa necrosis de la corteza cerebral con neuritis periférica, eosinofilia difusa con una desmielinización severa y la vaina del axón fragmentada. Generalmente las células inflamatorias están ausentes (Mader, 2006).

## **Tratamiento**

El tratamiento para la deficiencia de tiamina consiste en suplementación oral o subcutánea de vitamina B1 a una dosis de 25 mg/kg/día, la respuesta al tratamiento inmediato es dramática, si la presentación de los signos clínicos ya lleva tiempo, es menos probable que se resuelva la enfermedad, además debe de hacerse cambios en la dieta (pescado fresco y hervido para desnaturalizar las tiaminasas) y suplementación con productos que contengan tiamina o vitamina B (ej. Tiaminal B-12, Benerva®. Laboratorios Roche), los reptiles herbívoros deben cambiar su dieta a plantas que no contengan fitotiaminasas (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

Se recomienda que pacientes con una terapia de antibióticos prolongada, se les suplemente su alimentación con tiamina (Mader, 2006).

El tratamiento de la deficiencia de biotina consiste en administrar complejo B al animal ya sea vía oral o mediante inyección; así como la adición de otras fuentes de proteína animal, como roedores inmaduros, conocidos en el mercado como “pinkies” o carne picada. (Hoff et al., 1984; Mader, 2006).

## **D) VITAMINA C**

### **Generalidades**

La deficiencia subclínica de vitamina C, esta indirectamente relacionada con la incidencia de estomatitis ulcerativa en serpientes cautivas; ya que es necesaria para la adecuada

formación de colágeno e integridad capilar. Se ha demostrado que los reptiles, pueden sintetizar algo de vitamina C en riñones y que las bacterias del colon y ciego producen vitamina C (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Etiología**

Cuando roedores pequeños son seleccionados como presas y son separados de su fuente de alimento por varias horas; cualquier contenido intestinal presente es eliminado en heces; por lo tanto la vitamina C preformada se pierde. Así mismo cambios en la flora intestinal y de enfermedad renal producen deficiencia de vitamina C (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Patogenia**

La falta de vitamina C ocasiona daños relacionados con la síntesis del colágeno, ya que el ácido ascórbico es un cofactor esencial en este proceso (<http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/ascorbico.html>).

### **Signos Clínicos**

Una deficiencia de vitamina C avanzada resulta en la ruptura espontánea de piel (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Tratamiento**

Es importante que las presas contengan ácido ascórbico y sales de ascorbato preformadas. Los reptiles pequeños deben de ser suplementados con 25 mg de vitamina C; mientras que los grandes necesitan dosis de 1-2 g. (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Control**

La deficiencia de vitamina C se previene utilizando roedores y aves recientemente alimentados.; también se pueden suplementar con vitamina C oral o poner tabletas de esta en sus cavidades corporales después de sacrificadas o directamente al reptil mediante inyección de ascorbato de sodio (Hoff et al., 1984).

## **E) VITAMINA D**

### **Generalidades**

En su hábitat natural los reptiles obtienen niveles adecuados de vitamina D (forma activa vitamina D3) de su dieta tan variada y de la formación de 1,25 dihidroxi ergocalciferol a través de la irradiación del colesterol en las laminas tegumentarias en piel (Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

#### **Hipovitaminosis D**

La mayoría de los reptiles son mantenidos bajo la luz artificial; la cual no produce energía radiante luminosa, de una adecuada longitud de onda o intensidad, para la conversión del colesterol (Hoff et al., 1984).

La hipovitaminosis D puede ser no aparente si la dieta contiene suficiente vitamina D3 preformada. Aunque también la hipervitaminosis D se presenta en cautiverio debido a que en un esfuerzo por evitar la hipovitaminosis, se suplementa la dieta en forma excesiva con vitamina D3 comercial, aceite de hígado de pescado, vitamina D3 contenida en mezclas comerciales, etc. En adición la luz natural o artificial UVB promueve la síntesis de vitamina D3; por lo que se provoca una toxicidad con la consecuente mineralización patológica de los tejidos blandos. La dosis de vitamina D3 deben ser calculadas de forma cuidadosa tomando en cuenta la iluminación artificial efectiva, la relación Ca: P en la dieta y el

potencial de crecimiento. Los animales en crecimiento necesitan niveles más altos de vitamina D3 que los animales maduros (Hoff et al., 1984).

### **Hipervitaminosis D, calcinosis metastásica o pseudogota**

La pseudogota es debida a una alimentación con excesivas cantidades de comida para monos, perros o gatos con altos contenidos de vitamina D; lo que resulta en una mineralización de los tejidos blandos como: riñones, corazón, articulaciones, arterias y sistema nervioso central. Es común en iguanas verdes (*Iguana iguana*) (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La intoxicación por vitamina D también se visto después de que el reptil ingiere rodenticidas que contienen colecalciferol (Mader, 2006).

### **Signos Clínicos**

Se ha visto que las tortugas terrestres presentan anorexia con 2 semanas de duración, letargia y no orinan ni defecan por 2 meses. En tortugas acuáticas se observa una hinchazón firme macular de los miembros involucrando las articulaciones radiohumeral, radiocarpal, femorotibial y tibiotarsal. A la palpación el plastrón y el caparazón se deforman fácilmente (McArthur et al, 2004).

En iguanas el exceso de vitamina D de manera crónica, puede provocar debilidad y reabsorción de los huesos junto con hipercalcemia (McArthur et al, 2004).

### **Lesiones Macroscópicas**

A esta enfermedad se le ha atribuido la presencia de calcificación vascular; así como la ruptura del tronco de la arteria aorta-pulmonar. Hay presencia de calcificación metastásica principalmente riñones y túbulos renales y depósitos de lípidos. A la necropsia se han observado tofos de hidroxapatita en las articulaciones (IMFAC, Curso Medicina Practica

en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

La calcificación metastásica no es patognomónica de la hipervitaminosis D; por lo que esta no deber de ser tomada como prueba de la enfermedad; los niveles de la paratohormona y calcitonina también son importantes (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Los análisis de sangre muestran altos niveles de calcio y fósforo; la calcinosis metastásica es un hallazgo post-mortem, aunque las radiografías y los ultrasonidos ayudan en casos severos (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico diferencial**

La calcificación vascular también puede ser debida a hiperparatiroidismo, la cual puede ocurrir junto con deficiencia absoluta o relativa de calcio (McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

El tratamiento consiste en administrar glucocorticoides (dexametasona 0.625-0.125 mg/kg), calcitonina (50 UI/kg una vez a la semana durante 2 semanas o 1.5 UI/kg/8h) y de forma más reciente pamidronato (IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2006-2007; Mader, 2006; UNAM FES-Cuautitlán Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007).

## **F) VITAMINA E**

### **Hipovitaminosis E**

#### **Generalidades**

También conocida como esteatosis o como complejo hipovitaminosis E/selenio, es frecuentemente observada en reptiles con una dieta excesiva en grasas (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

#### **Etiología**

La causa es una dieta rica en grasas las cuales pueden estar rancias, disminuyendo la cantidad de vitamina E; por ejemplo tortugas acuáticas con una dieta basada en aceite de pescado como atún oscuro, sierra, lisa y eperlano; así como carnívoros alimentados con presas obesas debido a dietas altas en grasa como semilla de girasol en roedores; además de no tener variedad en la dieta (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

También se propone que los forrajes que crecen en aéreas deficientes en selenio pueden ser causantes de esteatosis en reptiles herbívoros (McArthur et al, 2004).

#### **Patogenia**

La esteatosis se relaciona con la ingestión de grasas rancias las cuales contienen ácidos grasos insaturados (destruyen la vitamina E) por largo tiempo, agotando la vitamina E endógena; por lo que sin la actividad antioxidante de la vitamina E los ácidos grasos pasan por una peroxidación que induce a la síntesis de un pigmento ceroso de color café a amarillo llamado ceroide. Este ceroide es reactivo e induce una respuesta inflamatoria granulomatosa en áreas donde se deposito el pigmento (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Signos Clínicos**

Se observa anorexia y un crecimiento anormal del tejido graso, el cual se encuentra inusualmente firme a la palpación, los cuales pueden llegar a ser dolorosos, la piel se observa descolorida y amarillenta, exhiben signos no específicos de debilidad muscular e inhabilidad para la locomoción (Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Macroscópicas**

Se han observado lesiones consistentes con la enfermedad del músculo blanco y acumulaciones ceroides en casi todo el cuerpo del animal; pero principalmente en los cuerpos grasos; los cuales emiten una fluorescencia amarillo-naranja bajo la luz UV (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Lesiones Microscópicas**

Las lesiones se ven con la tinción de ácido alcohol resistente, observándose un material amorfo basófilo rodeado de fibroblastos y macrófagos (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

Se hace mediante los hallazgos macroscópicos y microscópicos; así como la historia clínica de una dieta alta en ácidos grasos insaturados (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico Diferencial**

Diferenciar de otros problemas musculares como miopatías congénitas, miopatías virales, miopatías tóxicas, miopatías isquémicas, atrofia muscular neurogénica y miositis (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Tratamiento**

Corregir las anomalías en la dieta, aplicar inyecciones de vitamina E a dosis de 1 UI/kg de peso corporal o suplementando en dieta 100 UI por día y de ser posible proveer selenio (siempre bajo supervisión ya que es muy tóxico) a dosis de 0.1 ppm (mg/kg), aunque algunos se mantiene mejor con 0.3 ppm sin exceder las 0.5 ppm (Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Prevención**

La enfermedad se previene mediante la adición de una dieta fresca y variada que no contenga grandes cantidades de grasas rancias o insaturadas. Una dosis de vitamina E de 50-800 U.I de 1-3 veces por semana es adecuada para reptiles en riesgo; ya que es poco probable que resulte en toxicidad (Beynon y Cooper, 1999; Hoff et al., 1984).

Otra deficiencia por vitaminas que se menciona en la literatura es la de vitamina K, debido al uso prolongado de antibióticos (Mader, 2006).

## **G) HIOPARATIROIDISMO/HIPOIODISMO**

### **Generalidades**

Se cree que las grandes tortugas terrestres (Galápagos y Aldaba) requieren de altos niveles de iodo, el cual debe ser suplementado en la dieta; ya que si no se verán afectados por bocio hipotiroideo; pero no está confirmado (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

### **Etiología**

La ingesta de dietas bajas en iodo y con un alto contenido en alimentos bociógenos, resultan en una patología tiroidea. Los tiocianatos están presentes en vegetales crucíferos como el heno, hojas de mostaza, col común, coles de Bruselas, Pak-choi, brócoli, coliflor, col rizada, semillas de mostaza, nabo y rabina, por lo tanto son considerados como alimentos bociógenos capaces de producir hipotiroidismo nutricional secundario (Hoff et

al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Patogenia**

Los agentes bociogenos contienen tioglucosidos, estas sustancias al ser digeridas liberan tiocianatos, los cuales inhiben el transporte del iodo, provocando la deficiencia de este mineral (<http://www.economia.gob.mx/work/normas/noms/krecoan/rc038ssa2.pdf>).

Otra forma de hipotiroidismo es dada por la deficiencia de selenio ya que la enzima deiodinasa que convierte la tiroxina (T4) a triiodotiroxina (T3) contiene selenio (Mader, 2006).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos que se observan son: bocio, debilidad, inactividad, anorexia o disminución del apetito, ganancia de peso u obesidad e inflamación de los tejidos subcutáneos. Las enfermedades subclínicas son comunes (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Lesiones Microscópicas**

Las células tiroideas presentan escasas cantidades de coloide y las células epiteliales presentan una apariencia columnar (UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

Se basa en la historia clínica, histopatología del tejido tiroideo, niveles sanguíneos de la hormona tiroidea se ha reportado un síndrome de enfermedad eutiroidea como cuadro común; el hipotiroidismo por deficiencia de selenio muestra niveles sanguíneos de T4

aumentados mientras que el T3 se encuentra disminuido (Mader, 2006; McArthur et al, 2004).

### **Diagnóstico Diferencial**

Se debe tener cuidado en la diferenciación con la intoxicación por yodo ya que los signos clínicos son los mismos debido a que en esta patología también se inhibe la utilización del yodo (Mader, 2006).

### **Tratamiento**

El tratamiento así como la prevención se basa en una dieta limitada en vegetales y alimentos bociogénicos, junto con la suplementación de sodio yodado o potasio yodado (la sal yodada no contiene suficiente cantidad de yodo); aunque se desconocen los niveles seguros de yodo en la dieta, se sugiere que la cantidad a administrar sea de un cuarto a un tercio de la ingesta diaria recomendada en humanos; la cual es de aproximadamente 60µg (sin tomar en cuenta crecimiento o reproducción) o se puede administrar alrededor de 0.3 mcg o g/kg/día). La dosificación del yodo debe ser de manera cuidadosa; ya que se puede llegar a provocar intoxicación por sobredosificación de este mineral (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Comercialmente hay mezclas de sales minerales (nutriplus gel y fortex recovery) las cuales proveen cantidades adecuadas de yodo; además de complementar dietas insuficientes en otros minerales traza como cobalto, cobre, magnesio, manganeso y zinc. Otra forma de administrar yodo a la dieta es mediante el uso de la alga marina kelp (*Macrocystis pyrifera*) la cual tiene un contenido de yodo del 0.062% o 620 µg, es decir 8 veces más contenido de yodo que la sal yodada, así que debe de ser administrada con cuidado y en las dosis antes mencionadas para evitar la intoxicación; en México se encuentra disponible en capsulas con el nombre de MegaKelp (Pronat Ultra) (Hoff et al., 1984; Mader, 2006; [http://www.pronat.com.mx/productos/pu\\_megakelp.htm](http://www.pronat.com.mx/productos/pu_megakelp.htm)).

En grandes tortugas terrestres con hipotiroidismo se da suplementación tiroidea (levotiroxina) a una dosis de 22 mcg/kg/día, teniendo una buena respuesta (McArthur et al, 2004).

### **Otros minerales**

Los reptiles poseen glándulas excretoras de sal; las cuales continuamente segregan cloruro de sodio y potasio; por lo que alguna fuente exógena de estos minerales debe ser proporcionada (Hoff et al., 1984).

## **CAUSAS FÍSICAS DE LESIÓN**

Incluye heridas traumáticas y químicas, electrocución, exposición excesiva al calor o frío, cambios de humedad, entre otros (Hoff et al., 1984).

### **1.- TRAUMATISMOS**

#### **Generalidades**

Los contenedores pobremente diseñados son los principales responsables de cortadas o abrasiones; en grandes encierros un animal puede dañarse por la caída del techo o algún tronco. Las serpientes y lagartos pueden dañar sus rostros al frotarlos contra la caja, podemos entrapar la cola al cerrar la tapa del vivario, una caída puede llegar a fractura (en quelonios hasta el caparazón) o daño a tejidos blandos causando hemorragia interna o ruptura de órganos (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002).

Así mismo hay traumatismos por agresiones interespecíficas; por ejemplo: heridas por mordedura resultan en la pérdida de la punta de la cola o dígitos y la infección puede sobrevenir rápidamente, peleas durante la temporada de apareamiento y a la hora de la comida (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984).

Un animal puede ingerir piedras u objetos filosos los cuales pueden dañar o perforar el tracto alimenticio (Hoff et al., 1984).

Las fracturas aunque principalmente se asocian a la enfermedad metabólica de los huesos; también las hay asociadas a traumatismos (IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007).

Los daños al caparazón al contrario de lo que se piensa son comunes; las tortugas están en riesgo por la maquinaria agrícola, pudiendo ser estrelladas en áreas rocosas; son aplastadas por los carros o bicicletas; llegan a ser agredidas por los perros, ratas u otros animales (ver Fig. 92). Por la cercana relación del caparazón con los huesos, las heridas por mordedura son peligrosas y causan serias infecciones sin tratamiento (Ackerman, 1997; Alderton,



Foto cortesía del MVZ Ricardo Rodríguez Desentis



Foto cortesía del MVZ Ricardo Rodríguez Desentis



Foto: Karla M. Corral

2002; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002).

Fig.92. Fotos superiores: Tortuga de Orejas Rojas (*Trachemys Scripta Elegans*) agredida por un

perro. Foto inferior: Tortuga de Orejas Rojas agredida por una rata

Los quelonios que hibernan bajo el suelo sufren daño al caparazón pues llegan a ser atacados por los invertebrados presentes en el suelo (Ackerman, 1997; Alderton, 2002).

Las serpientes alimentadas con presas vivas de forma rutinaria y para incitar a los animales anoréxicos a comer, llegan a ser mordidas por sus presas en especial con roedores grandes y agresivos como las ratas (ver Fig.93), por esta razón se recomienda que si se va a dar una presa viva sea bajo supervisión, aunque esto se considera inhumano; por lo que es mejor el uso de presas muertas (Ackerman, 1997; Beynon y Cooper, 1999).

Fig.93. Cola de una serpiente de maíz roída por su presa



Foto: Karla M. Corral

## **Signos Clínicos**

La extensión del daño puede ser variable. En casos en que el caparazón o tórax llega a ser puncionado, no hay interferencia con el proceso respiratorio, como ocurre en los mamíferos. Esto es porque el área del pecho no es mantenida a una presión positiva, por la ausencia un diafragma como tal; por lo que los pulmones no colapsaran en caso de que la cavidad sea puncionada, así que este tipo de heridas no es tan seria como en un mamífero; pero no deja de ser importante ya que agentes externos como microorganismos y parásitos, pueden pasar, ocasionando otros daños al animal (Alderton, 2002; Siria et al., 2002).

En quelonios dañados por invertebrados el plastrón y/o caparazón presentan una superficie agujerada. En casos más severos los insectos cavan hacia el hueso; a pesar de todo la regeneración es posible; pero el quelonio queda con marcas. La hemorragia y pérdida de fluidos son resultado de muchas heridas traumáticas y un extenso daño interno puede venir acompañado por inflamación abdominal y membranas mucosas pálidas (Alderton, 2002; Hoff et al., 1984).

El fuego representa claramente una amenaza a estos lentos animales; asumiendo que el animal pueda escapar de él, la queratina que cubre el caparazón puede quedar dañada permanentemente, y se perderán los anillos de crecimiento si la capa de Malpighi es dañada; pero el animal puede sobrevivir (Alderton, 2002).

## **Diagnóstico**

Se hace mediante la historia y examen clínico; muy importante la palpación y radiografías para confirmar daño en esqueleto o detectar lesiones internas. Las heridas menores pueden manifestarse solo como abrasiones leves o áreas de contusión. Lesiones más severas son obvias (fracturas) (Hoff et al., 1984).

## Tratamiento

Depende de la severidad de la herida; las heridas deben limpiarse y lavarse con solución salina y/o una solución diluida de clorhexidina o cetrimide (antiséptico cuaternario de amonio). La limpieza de la herida, el lavado con chorros de agua, antibióticos como amoxicilina (22 mg/kg vía oral 1-2 veces al día o 10 mg/kg IM diario), se ha sugerido que la amoxicilina sola en reptiles es inefectiva a menos que se haga sinergia con un aminoglicósido; por lo que se puede administrar junto con amikacina (5 mg/kg), medicamentos para el dolor y cuidados son necesarios. En caso de lesiones más severas, debridación y/o sutura puede ser necesario y debe llevarse a cabo bajo anestesia general. Las suturas deberán dejarse por al menos 4 semanas antes de retirarlas; se debe tener cuidado al usar nylon y seda en piel, ya que puede desgarrarse (Ackerman, 1997; Frye, 1994; Hoff et al., 1984; Wissman M. A., 2003; Siria et al., 2002; Stocker, 2004).

Las heridas internas requieren de laparotomía y cirugía; el pronóstico no es bueno. La terapia de fluidos es importante en todos los casos donde se sospeche de hemorragia, contusión o pérdida de fluidos; proporcionando dextrosa-salina (0.5% dextrosa en 0.85% de salina) vía subcutánea arriba del 4% de peso corporal; también es de valor en el tratamiento de otras traumatismos físicos como quemaduras y congelación (Hoff et al., 1984).

Para corregir las fracturas en caso de ser por deficiencia de calcio es indispensable corregir primero la deficiencia de calcio para promover una adecuada cicatrización. Es importante no utilizar ningún tipo de fijación tanto interna como externa, mientras la corteza del hueso este delgada, por el momento se pueden ocupar vendas de descanso por 2-3 semanas o hasta que se forme un callo óseo adecuado. Algunas fracturas sanan espontáneamente; sin embargo puede presentarse deformidad y distorsión. Las fracturas de los miembros deben ser inmovilizadas usando técnicas modificadas para mamíferos y aves. Los caparazones de los quelonios pueden repararse usando material para reparación dental o resina epóxica. Los miembros pueden requerir amputación, adaptándose bien el animal a tener 3 piernas; durante la sanación de las fracturas se deberá de incrementar la temperatura, dar analgésicos y calcio. (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de

Compañía No Convencionales, 2007; Siria et al., 2002; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

La reparación quirúrgica del caparazón es llevada a cabo con éxito, precedida de una radiografía para establecer la extensión del daño. El tratamiento consiste en un levantamiento compacto de los fragmentos de hueso, de vuelta a su posición, aplicando una pequeña cantidad de polímero en lo alto de cada pieza. Lo que servirá para unir las piezas del caparazón, después cada una será sujeta a un parche de fibra de vidrio sobrepuesto. Así se sostiene todos los fragmentos en posición para que se vuelvan a fusionar alrededor de los bordes y se vean intactos. El caparazón quedara entonces restaurado, y la deposición de queratina puede que siga por encima, el proceso de recuperación es lento, el proceso de granulación comienza a los 5 días y la reparación va de los 2 meses hasta 1 y 2 años en casos severos. En el caso de que haya una infección presente en el caparazón la fijación de la fractura deberá de retrasarse hasta controlar la infección En animales jóvenes el puente de soporte deberá ser removido, al menos una parte, después de 6 meses, para que el crecimiento del caparazón continúe de manera normal (Ackerman, 1997; Alderton, 2002; Wissman M. A., 2003).

Si la resina queda atrapada entre los fragmentos óseos, la herida no sanara, desatándose una reacción por cuerpo extraño, separaciones frecuentes de los fragmentos e invasión bacteriana. En casos más severos donde el hueso no puede ser reparado, es posible construir un reemplazo de la sección del caparazón (Ackerman, 1997; Alderton, 2002).

En los quelonios acuáticos las heridas deben de protegerse con productos a prueba de agua y que permitan una debridación periódica. La adición de cloro (1ppm) ayuda al control de los microorganismos que pueden llegar a contaminar las heridas (Ackerman, 1997).

Se deben hacer mejoras en el terrario para evitar la recurrencia de los accidentes, por ejemplo proveer un lugar donde el animal pueda esconderse y evitar el estrés el cual hace que quiera escapar y se lesione así como tener bien fijados los techos y los troncos en el terrario (Hoff et al., 1984).

## **2.- ELECTROCUCIÓN**

### **Generalidades**

Está asociada a defectos en el terrario del animal. La causa más común es una conexión defectuosa o un alambre expuesto de una pieza de calefacción. La muerte es una secuela, especialmente en el caso de reptiles acuáticos donde el efecto de la corriente es exacerbado por la presencia de agua, Sin embargo el animal puede sobrevivir al incidente (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Los signos clínicos varían considerablemente. Ocasionalmente la victima presenta signos de incoordinación o flacidez con carencia de lesiones externas, dichos casos se recuperan dentro de 4-5 días. De manera frecuente las quemaduras están presentes (Hoff et al., 1984).

### **Lesiones Macroscópicas**

En el examen postmortem solo se ven quemaduras en piel, hemorragias petequiales bajo la piel, músculos y órganos internos, muchas veces el olor a quemado es evidente en el animal (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la historia clínica; generalmente el terrario se ha quedado sin luz debido al corto circuito; se pueden encontrar depósitos de carbón en los objetos cercanos por la calcinación que sufre el material al momento del corto circuito (Hoff et al., 1984).

### **Tratamiento**

Generalmente el animal muere; sin embargo si el incidente ha ocurrido recientemente se puede intentar la resucitación aunque parezca que el animal este muerto. La literatura

sugiere la administración de oxígeno y respiración artificial apretando el tórax o inclinando el cuerpo. En casos donde solo hay lesiones localizadas se dará tratamiento para quemaduras (Hoff et al., 1984).

#### **4.- HIPERTERMIA Y QUEMADURAS**

##### **Generalidades**

La exposición a altas temperaturas puede resultar en la muerte, ya que se generan alteraciones sistémicas o quemaduras localizadas. Al ser ectotérmicos los reptiles tienen un limitado control interno de su temperatura corporal; mostrando una respuesta fisiológica a la variación de la temperatura llamada “aclimatación térmica” (Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

##### **Etiología**

En cautiverio la causa usual de quemaduras es un calentador defectuoso que se sobrecalienta, que el animal se quemara por esto se debe a que la inervación de la piel esta en sus capas más profundas; así que cuando empiezan a sentir molestias, ya tienen severas quemaduras; por esto mismo se recomienda que la fuente de calor siempre este fuera del alcance del reptil o protegida para evitar este tipo de lesiones. La causa de hipertermia es por la exposición del reptil a la luz solar en un terrario de vidrio o al aire libre; sin sombra ni agua; así como el confinamiento mismo, pues evita que el animal pueda escapar de la fuente de calor; además los reptiles tienen la característica de que ganan calor más rápido de lo que lo pierden, llevando a un resultado fatal (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

En el caso de los huevos el sobrecalentamiento puede deberse a un incorrecta programación de la incubadora (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

Las quemaduras químicas pueden ocurrir por la exposición a ácidos o álcalis, esto no es común en vida libre; pero en cautiverio puede darse al desinfectar un terrario y que no se enjuague correctamente (Hoff et al., 1984).

### Signos Clínicos

Los signos clínicos varían marcadamente. En casos severos de estrés calórico el animal se encuentra muerto o en estado comatoso. Los animales están sufriendo y se observa una profunda descarga orooculonasal. La respiración esta acelerada finalmente el animal colapsa y muere inmediatamente. El exceso de calor disminuye la humedad de las especies tropicales induciendo a inactividad, deshidratación y anorexia (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

Los huevos de reptiles sobrecalentados fallan no eclosionan y se secan; en el caso de que lleguen a eclosionar el primer signo clínico de sobrecalentamiento es la actividad incrementada, el animal se mueve rápidamente y excitadamente alrededor de su encierro con intentos intermitentes de encontrar un lugar fresco o techado (Hoff et al., 1984).

En quelonios se observan áreas de necrosis en el caparazón o plastrón en el lugar de la lesión; así como infección del plastrón, también se observa paresia posterior por el sobrecalentamiento del caparazón. En squamatas las quemaduras producen la formación de vesículas en las escamas ventrales seguidas de necrosis, además las serpientes también llegan a presentar lesiones en la espalda y cuello (ver Fig.94) (McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).



Fig. 94. Quemadura por contacto en un Pitón bola y una Iguana verde

En el caso de quemaduras la infección de las heridas es una secuela común en casos que no reciben atención inmediata; las bacterias más encontradas en la complicación de estas lesiones son: *Pseudomona*, *Aeromonas* y otros gram negativos,

las cuales pueden producir rápidamente una dermatitis seguida de una septicemia localizada (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la historia, observación clínica y en el examen postmortem, en los cuales se puede hacer evidente la deshidratación. Otras lesiones cutáneas debido a que el animal generalmente se quiere escapar del terrario; por lo que se llegan a encontrar lesiones como: úlceras en rostro, marcas en terrario que sugieran que el animal se estuvo restregando contra la pared. Las quemaduras usualmente aparecen como áreas carbonizadas o ulceradas. (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

### **Tratamiento**

Se inicia de inmediato; el animal comatoso o aparentemente muerto puede responder a un baño en solución salina fisiológica fría; se deben de administrar fluidos vía subcutánea. Las quemaduras deben ser limpiadas con una solución desinfectante de amplio espectro preferentemente cuaternarios de amonio y se deberá debridar o remover quirúrgicamente el tejido necrótico. Las heridas deberán ser cubiertas para prevenir la entrada de bacterias patógenas, una vez que la herida empieza a sanar (10-14 días) se retiran las cubiertas. Si bien hay veces que se sugiere suturar las heridas para acelerar el proceso de sanación y disminuir el riesgo de infección; si se sutura completamente sin una buena asepsia, puede provocar que la formación de exudados sea muy severa por lo que hay que tomar esta medida con cautela. Aplicar yodo de forma tópica a las heridas (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004; Stocker, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

Las quemaduras necesitan de tratamiento antibiótico tanto tópico (sulfadiazina de plata al 2%, neomicina, acetato de mafenide (Sulfamylon crema, Bertek o pomadas de amplio espectro) como parenteral (céfalosporinas de tercera generación como la ceftazidima o tetraciclinas) sobre todo si hay una infección bacteriana secundaria; además del uso de analgésicos. (Ackerman, 1997; Hoff et al., 1984; IMFAC Curso Medicina Practica en

Especies de Compañía No Convencionales, 2006; McArthur et al, 2004; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

La reparación de las heridas por quemaduras es de segunda intención; por lo que hay formación de tejido de granulación; como resultado la escamación normal se pierde quedando un área brillante sin escamas y piel descolorida. La presencia de esta cicatriz puede interferir inicialmente con la muda de la piel (disecdisis); las capas de piel acumuladas sobre la lesión deben ser removidas mediante el baño y limpieza de la zona (Hoff et al., 1984).

Una buena higiene del vivario previene la infección de las heridas; debiendo limpiarse diariamente prestando particular atención a los trastos de agua donde *Pseudomona* y otros microorganismos pueden proliferar (Hoff et al., 1984).

Las quemaduras químicas pueden tratarse de la misma manera, pero es importante remover cualquier residuo químico mediante lavados e irrigación de la herida, así como del terrario (Hoff et al., 1984).

## **Control**

Los problemas de temperaturas muy altas pueden evitarse al proveer al animal de un hábitat con cambios en el gradiente de temperatura, para que pueda elegir su temperatura corporal preferida (preferred body temperatura, PBT). Para evitar las quemaduras por contacto las fuentes de calor se deben de colocar fuera del terrario o estar protegidas para evitar que el animal entre en contacto con ella (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **5.- HIPOTERMIA**

### **Generalidades**

Mantener a los animales por debajo de su temperatura corporal preferida, puede producir efectos tanto locales como sistémicos. Una temperatura baja da lugar a enfermedad respiratoria, y disminución de la digestión por la baja del metabolismo, por lo que puede haber descomposición del alimento provocando una infección o en el mejor de los casos la regurgitación de este, la exposición a temperaturas más extremas, pueden provocar congelamiento o muerte. Hay un criterio mínimo de temperatura para las especies (ver instalaciones). Las bajas temperaturas son otro peligro al que se tienen que enfrentar los animales silvestres, muchos de ellos viven en climas templados por lo que son capaces de tolerar el frío por cambios de conducta apropiados o hibernación (Hoff et al., 1984; Stocker, 2004).

La hibernación es una respuesta fisiológica específica y no debe asumirse que esta y el aletargamiento inducido por el frío son lo mismo. Las bajas temperaturas pueden ocurrir bajo cautiverio cuando hay un fallo en la energía o cuando el vivario o incubadora son mantenidos a temperaturas inadecuadas (Hoff et al., 1984).

### **Etiología**

Las causas son varias entre las que se encuentra una hibernación a través de temperaturas sub-cero por 5 días o más y por falta de un método de monitoreo de la temperatura, los animales afectados pueden haber estado hibernando en cajas en cobertizos sin calefacción, según algunos autores el daño por congelación se llega a evitar al poner al animal a hibernar en un refrigerador, ya que la temperatura puede ser monitoreada y controlada efectivamente usando calentadores (placas térmicas y focos) y un termómetro digital (ver instalaciones) (McArthur et al, 2004).

## **Signos Clínicos**

Los signos clínicos de hipotermia son una marcada reducción de la actividad, letargia, anorexia y una respuesta lenta y ligera a los estímulos. El animal es encontrado en la parte más cálida y frecuentemente apretado fuertemente contra de la pared u otra área que ofrezca aislamiento. Cuando hay afección del tracto respiratorio hay descarga serosa proveniente de las narinas. Si las bajas temperaturas persisten los párpados se sellan y las narinas se bloquean y la infección sobreviene. La exposición a bajas temperaturas en un animal que ha comido recientemente puede causar fermentación del contenido estomacal y/o intestinal con una distensión abdominal resultante e incomodidad. Los huevos que se enfrían usualmente no eclosionan y puede haber u crecimiento de hongos en su superficie.

A temperaturas por debajo del punto de congelación, el congelamiento de miembros y apéndices es común (crestas, dígitos, miembros y punta de la cola). Los tejidos afectados congelados que no se vuelven necróticos pierden su pigmentación y permanecen como áreas pálidas (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

A veces los signos pueden ser no específicos y pueden remontarse solo a un fallo en el desarrollo en el periodo de post-hibernación. En algunos casos hay daño a la visión, pudiendo quedar ciegos o presentar algún grado de hemorragia intraocular u otras patologías como nubosidad del cristalino. Cuando hay daño del sistema nervioso central, los animales con daños significativos andan en círculos o están inactivos (McArthur et al, 2004).

## **Diagnóstico**

Se basa en la historia y hallazgos clínicos. A temperaturas cerca del congelamiento debe realizarse un cuidadoso examen para distinguir a un individuo aletargado de uno muerto; un indicador útil es apretar gentilmente el miembro pélvico, el cual produce una respuesta en lagartos y quelonios, en serpientes se hace apretando la cola. Es difícil diagnosticar congelamiento, hasta que el tejido afectado comienza a desprenderse, antes de esto es

posible detectar un cambio de color, hiperemia u obscurecimiento y falta de uso del área (Hoff et al., 1984; McArthur et al, 2004).

El diagnóstico depende de la historia clínica; los animales afectados están fríos al tacto y en casos avanzados hay cambios gangrenosos en las extremidades. Al examen postmortem se observa hidropericardio, ascitis y congestión pulmonar (Hoff et al., 1984).

### **Tratamiento**

Consiste en calentar al animal hasta llegar a la temperatura deseada. Si la hipotermia se ha prolongado más de 24 horas el proceso de calentamiento deberá llevarse a cabo lentamente durante 3-4 horas. Usualmente no hay complicaciones clínicas inmediatas pero después de unos días la infección respiratoria puede ocurrir (Hoff et al., 1984; Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)).

Se debe hacer un esfuerzo para alentar al animal a comer y al primer signo de infección respiratoria comenzar la terapia antibiótica. En casos de congelamiento de apéndices se indica la cirugía. Es preferible que los apéndices afectados por isquemia sean amputados, en vez de que se desprendan naturalmente. En climas fríos y templados la prevención de la hipotermia y congelamiento se hace chequeando todos los aparatos de calefacción diariamente a diferentes horas. En el caso de encierros al aire libre se proveerá una adecuada cubierta para permitir a los animales esconderse y protegerse (Hoff et al., 1984).

La recuperación es larga; muchos casos muestran una mejora gradual y aclimatación de las estructuras alteradas (ojo, cerebro) a lo largo de los años. Es necesaria la alimentación manual o asistida, usando inicialmente un tubo para esofagostomía; se necesita hospitalización para el manejo de miembros necrosados y animales debilitados. La recuperación es poco probable cuando hay múltiples anormalidades neurológicas, se puede dar vitamina B 0.5mg/kg SC o IM, el daño a la visión puede responder a la suplementación a largo plazo de vitamina A. Se deberá de considerar la eutanasia en animales severamente afectados y que su recuperación involucra un largo periodo de sufrimiento (McArthur et al, 2004).

## **6.- AHOGAMIENTO**

### **Generalidades**

El ahogamiento es un cuadro que puede suceder de vez en cuando en animales de vida libre; Se han descrito altas mortalidades como resultado de la inundación de algunas áreas ya sea provocadas de manera intencional (formación de presas) o por cuestiones ambientales (tiempos de lluvia) (Hoff et al., 1984).

En cautiverio este problema surge cuando los encierros son pobremente construidos y la zona donde está el agua es muy profunda y el animal es incapaz de salir. Sin embargo estos animales son marcadamente resistentes a la hipoxia y sobreviven a incidentes que rápidamente prueban ser fatales para mamíferos y aves (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

El animal esta anegado; puede presentar edema, flacidez y parece estar muerto Algunos casos fatales se recuperan. En casos severos se observa áreas del cuerpo hinchadas y distorsionadas, extrusión del pene o hemipenes y prolapso rectal; los cuales sobreviven raramente. En el examen postmortem se observa agua en el tracto respiratorio y estomago (Hoff et al., 1984).

### **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la historia clínica, los signos clínicos o hallazgos a la necropsia. Usualmente el animal se encuentra sumergido en agua y las cavidades oral y nasal pueden contener agua. Determinar si el animal ahogado está vivo o muerto no es fácil; ya que la recuperación es posible incluso en animales que no se les palpa el latido cardiaco (Hoff et al., 1984).

## **Tratamiento**

Retirar al animal inmediatamente de la fuente de agua y limpiar el fluido del tracto respiratorio; tomando al animal de cabeza y gentilmente se ordeña el agua hacia fuera de la nariz y boca; hay que tener cuidado de no generar espuma con el agua pues es difícil de eliminar. La cavidad nasal y bucal se mantienen libres de saliva y moco; se mantiene el paso de aire. La respiración artificial apretando el tórax o sacudiéndolo de arriba a abajo ayuda; sin embargo es mejor la administración de oxígeno; mediante intubación y si no se logra; se puede exponer al animal a por varias horas a una atmósfera rica en oxígeno en una cámara anestésica o contenedor de plástico (Hoff et al., 1984).

Es imposible establecer cuanto tiempo debe de continuar el tratamiento antes de asumir que el paciente está muerto. La completa recuperación puede ser lenta con el regreso de los reflejos, sensación y actividad por un periodo de varios días (Hoff et al., 1984).

## **7.- RADIACIÓN**

### **Generalidades**

Los rayos X se deben de considerar como un peligro potencial. La exposición a la luz UV también es de preocuparse en vista del amplio uso de dicha luz en los vivarios, sobre todo de la gama B. Hay evidencia de que cierta cantidad de luz UV es benéfica para reptiles, pero no se sabe hasta qué punto (Hoff et al., 1984).

### **Signos Clínicos**

Los signos iniciales de una intoxicación por radiación UVB incluyen: letargia, anorexia, disminución de la actividad y una coloración grisácea de la piel la cual se va volviendo progresivamente oscura y por último la muerte. La DL<sub>50</sub> va de un rango de 1000 rads para una tortuga de tierra adulta y de 300-400 rads para serpientes (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **Diagnóstico**

El diagnóstico se basa en la historia y hallazgos a la necropsia que se caracterizan por cambios en el tamaño de los órganos, la histopatología revela la pérdida de celularidad en el bazo, médula ósea y gónadas. Hay una marcada leucopenia y puede presentarse una infección bacteriana secundaria (Hoff et al., 1984).

## **Tratamiento**

Es de valor limitado. El animal debe ser removido de la fuente de radiación y ser sometido a un tratamiento paliativo como limpieza de heridas, administración de fluidos y cuidados. Los signos de la exposición por radiación UVB parecen ser reversibles cuando la exposición cesa (Hoff et al., 1984; UNAM Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, 1993).

## **PREVENCIÓN DE ENFERMEDADES**

Hasta que no haya vacunas efectivas disponibles para reptiles, estos deben de mantenerse saludables, manteniendo los principios de cuarentena, evitando el contacto directo o indirecto con otros reptiles fuera de la colonia establecida, dándoles un excelente ambiente, con especial atención en los métodos de higiene, una nutrición de calidad y bajo estrés (Mader, 2006).

Los reptiles mantenidos en solitario, con suficiente circulación, buena higiene y frecuente exposición a los rayos solares son menos propensos a sucumbir por una enfermedad de tipo infeccioso (Mader, 2006).

Si se va a incorporar un nuevo reptil a una colección ya establecida o a un hogar, se debe de informar sobre el origen y traslado del animal. El nuevo reptil debe cuarentenarse un mínimo de 90 días si es que fue criado en cautiverio, si el animal procede de vida libre la cuarentena será de 180 días y durante este tiempo se deberán de correr pruebas para detectar la presencia de enfermedades virales, bacterianas o parasitarias (IMFAC Curso

Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; Mader, 2006; Wissman M. A., 2003).

Los reptiles que vienen de lugares remotos pueden tener una infección subclínica a la cual los reptiles del país que lo importa no tienen inmunidad, pudiendo ser la enfermedad fatal para ellos. Para la correcta limpieza y desinfección del terrario ver la parte de higiene en instalaciones (Mader, 2006).

## BIBLIOGRAFÍA

1. Ackerman L. The Biology, husbandry and health care of reptiles Vol. III. Ed. T. F. H. Publications Inc., USA 1997. Pp: 574-597, 604-608, 662-674, 819, 834.
2. Alderton D. Turtles and Tortoises of the World. Ed. Facts on File, Inc. New York, New York 2002. Pp: 32-44.
3. Barnard S. M. A Veterinary Guide to the Parasites of Reptiles Vol. I Protozoa. Ed. Krieger Publishing Company, Malabar USA, 1994. Pp.: 3-5, 21-23, 26-28, 37-40, 44, 46-52, 56, 57.
4. Beyon H. P. Cooper E. J. Manual de Animales Exóticos. Ed. Ediciones S España 1999. Pp: 247-255, 260, 262-270, 273-277, 279-286.
5. Coborn J. Guía completa de los reptiles. Ed. Hispano Europea Barcelona 1994. Pp: 40-66.
6. Coborn J. La pitón real: Cuidados y Crianza. Ed. Hispano Europea Barcelona 1995. Pp: 13-22, 27-32
7. Coborn J. Manuales de Terrario Iguanas y otros iguánidos: especies, cuidados y crianza. Ed. Hispano Europea 2004. Pp: 41-52.
8. Drewnowski G. Boas Clasificación, Mantenimiento y Cría. Ed. Hispano Europea Barcelona 1998. Pp: 22, 24, 28,32-34, 36.
9. Frye F. L. Reptile Clinician's Handbook: a Compact Clinical and Surgical Reference. Ed. Krieger Publishing Company, Malabar USA, 1994. Pp: 183.
10. Girling S. J. Raiti P. BSAVA Manual of Reptiles, 2<sup>nd</sup> Edition. Ed. Quedgeley, Gloucester: British Small Animal Veterinary Association, 2004.

11. Harris J. C. Mi Iguana. Ed. Hispano Europea Barcelona, 1994. Pp: 27-46.
12. Hirsh D. C. MacLachlan N. J. Walker R. L. Veterinary Microbiology 2<sup>nd</sup> Edition. Ed. Blackwell publishing 2004. Pp: 69-73, 84, 86, 87, 89 148-152, 220-223, 225, 228, 240, 242, 246, 248, 250-252, 273,-278, 294-297, 315, 317, 318, 409
13. Hoff L. G. Frye. L. F. Jacobson R. E. Diseases of Amphibians and Reptiles. Ed. Plenum Press, New York, 1984. Pp: 1-69, 93-159, 205-519, 633-657
14. Howard D. H. Pathogenic Fungi in Humans and Animals Vol. 16, 2<sup>nd</sup> Edition. Ed. Marcel Dekker, Inc. New York, 2003. Pp: 363, 364,394, 395, 397, 414, 415-417,422-425, 657.
15. IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, Modulo V Reptiles, 2006-2007.
16. Jacobson R. E. Infectious Diseases and Pathology of Reptiles, Color Atlas and Text. Ed. CRC Press Taylor & Francis Group, Boca raton Fl, 2007.
17. Mader R. D. Reptile Medicine and Surgery 2nd Edition. Ed. Saunders Elsevier, St Louis Missouri, 2006. 26-39, 42-56, 59-76, 94-97, 217-235, 251-294, 299-317, 329, 391-412
18. Manual Merck de Veterinaria 6ta Edición Vol. 2. Ed. Océano Barcelona España, 2007. Pp: 1561
19. Martín O. R. Marín G. P. González S. Juncal Atlas de Anatomía de Animales Exóticos. Ed. Masson, Barcelona España, 2004.
20. McArthur S. Wilkinson R. Meyer J. Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles. Ed. Blackwell Publishing Ltd Oxford U. K. 2004. Pp: 31, 32, 35-58, 73-102, 309-377, 511-513

21. Mullineaux E. Best D. Cooper E. J. BSAVA Manual of Wildlife Casualties. Ed. BSAVA Manuals U. K., 2003. Pp: 271-273.
22. Muñoz T. F. A. Inmunología de los Reptiles. AMMVEPE 2001; 12 (2). Pp:57-60
23. O'shea M. Halliday T. Manual de identificación Reptiles y Anfibios. Ed. Omega, S. A. Barcelona España 2001. Pp: 6-8, 12-15, 18, 19, 21-31, 33,44,53,54,58,70, 104, 109, 123, 132, 133, 152,153, 246, 247.
24. Patterson J. Tortugas acuáticas americanas: tortugas de orejas rojas y otras especies. Ed. Hispano Europea Barcelona 1995. Pp: 8, 9,12-19, 21, 22, 24, 26, 28, 29, 32, 34
25. Portillo López R. B. Requerimientos básicos para mantener tortugas e iguanas en cautiverio. AMMVEPE 2006; 17 (1). Pp: 16-19.
26. Quinn P. J. Markey B. K. Carter M. E. Donnelly W. J. Leonard F. C. Microbiología y Enfermedades infecciosas veterinarias. Ed. Acribia S. A. Zaragoza España 2005. Pp: 32, 84-86, 115, 126, 147-149, 153,154, 165, 167-168, 213-216, 231-235, 249-251, 273, 275, 276, 291, 301-305, 370, 387, 388, 404, 405, 407, 439, 475
27. Siria Hernández G. C. Arellano B. A. Enfermedades Parasitarias. Patología de Reptiles. AMMVEPE 2007; 18(2). Pp: 41- 48.
28. Siria C. G. Arrellano A. AMMVEPE Vol. 17, No. 3 Mayo-Junio 2006. Diagnósticos y Terapias en Patologías de Reptiles.
29. Siria C. G. AMMVEPE Vol. 12, No. 2 Marzo- Abril 2001. Mantenimiento y Cuidado de las Serpientes en Cautiverio (Guía para la Clínica Veterinaria).

30. Siria C. G. Camacho G. P. AMMVEPE Vol. 13, No. 2 Marzo- Abril 2002. Problemas Clínicos más comunes de las Tortugas mantenidas como mascotas. Pp: 56-64
31. Schmidt D. Serpientes: mantenimiento y reproducción en cautiverio. Ed. Hispano Europea Barcelona 1999. Pp: 10-34.
32. Stocker L. Practical Wildlife Care for Veterinary Nurses Animal Care Students and Rehabilitators. Ed. Blackwell Publishing Millpledge U. K 2004. Pp: 260-263.
33. Suárez B. AMMVEPE Vol. 15, No. 2 Marzo- Abril 2004. La Boa Constrictor como Animal Doméstico
34. UNAM Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, División de Educación Continua. Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007.
35. UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, Modulo III Reptiles y Aves Corredoras. Ed. UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua, México 1993. Pp: 1-12,16-23, 31-68, 120-129, 139-159.
36. Walls J. G. Manuales del terrario. Tortugas terrestres: especies, mantenimiento y cría. Ed. Hispano Europea, Barcelona 1998. Pp: 6, 10-12, 14, 18-22, 27-34
37. Walls J. G. Serpientes del maizal y otras rateras: *Elaphe guttata* y especies afines. Ed. Hispano Europea Barcelona 2000. Pp: 27-33.
38. Wissman M. A. Tortoises Medical Guide. Guide to buying and caring for reptiles and amphibians. Wissman M. A. 2003. Vol. 8.Pp: 67-75.

## INTERNET

1. Centro Veterinario JG Mutxamel-Alicante-Spain [www.vetJG.com](http://www.vetJG.com)
2. <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/classification/Squamata.html>
3. <http://contexto-educativo.com.ar/2001/5/nota-10.htm>
4. <http://si-pddr.si.edu/dspace/bitstream/10088/4294/1/Montali1987.pdf>
5. <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/ascorbico.html>
6. <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/biotina.html>
7. <http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/vitamins/tiamina.html>
8. <http://www.ayotl.com.mx>
9. <http://www.bioone.org/perlserv/?request=get-document&issn=1042-7260&volume=031&issue=03&page=0303&ct=1#toclink3>
10. <http://www.economia.gob.mx/work/normas/noms/krecoan/rc038ssa2.pdf>
11. <http://www.fcv.unlp.edu.ar/centros-lab-inst/cedive/temas/dermatopilosis.php>
12. <http://www.gefor.4t.com/hongos/geotrichumcandidum.html>
13. <http://www.hasawanetworks.com/prevencion.html>
14. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/3820411>
15. [http://www.pronat.com.mx/productos/pu\\_megakelp.htm](http://www.pronat.com.mx/productos/pu_megakelp.htm)
16. <http://www.reptiland.es/Iluminacion/Iluminacion.htm>
17. <http://www.reptiles.com.es/alimentacion.htm>
18. [http://www.seimc.org/control/revi\\_Mico/fusarium.htm](http://www.seimc.org/control/revi_Mico/fusarium.htm)
19. <http://www.tortoise.org/archives/brown1.html>
20. <http://www.vet.uga.edu/VPP/clerk/faggioni/index.php>
21. <http://www.webs.ulpgc.es/apreptil/index.html>
22. [www.exo-terra.com](http://www.exo-terra.com)
23. [www.guinealynx.info](http://www.guinealynx.info)

## GLOSARIO

**Anabolismo:** Formación de tejidos, opuesto a catabolismo o destrucción de tejidos. Usa la energía liberada para recomponer enlaces químicos y construir componentes de la célula como son las proteínas y los ácidos nucleicos.

**Anfisbenios:** reptil excavador, con aspecto de lombriz, con cuerpo largo y esbelto, cola corta y escamas corporales dispuestas en anillos, acentúan su aspecto a gusano

**Antiséptico:** Agente que impide la fermentación, putrefacción o enfermedad mediante la obstaculización o rechazo del crecimiento de los microorganismos sin necesariamente matarlos.

**Anuria:** Falta en la producción de orina.

**Autotomía caudal:** Proceso según el cual un lagarto u otro animal se desprende de su cola, lo que le permite escapar.

**Blefaritis:** Inflamación de los párpados, suele estar asociada a conjuntivitis.

**Blefaroespasm:** Espasmo de los párpados.

**Bocio:** Enfermedad debida a deficiencia de yodo, aumentando el tamaño de la tiroides; también se da cuando en lugar de deficiencia de tiroxina hay hipertiroidismo o producción excesiva de tiroxina.

**Bociogena, sustancia:** Se dice de lo que causa el bocio; ej. Col de Bruselas.

**Bolsa Gular o Papada:** gran repliegue cutáneo bajo la garganta de un lagarto.

**Calciferol:** Sustancia cristalina extraída del ergosterol.

**Calcificación:** Situación de un tejido en el cual existe un depósito de carbonato de calcio como secuela a una reacción inflamatoria.

**Calcitonina:** Hormona tiroidea de acción hipocalcemiante.

**Cálculos:** Piedras o concreciones que contienen sales, presentes en varias partes del cuerpo; son resultado de la ingestión de algún cuerpo extraño o pueden formarse a partir de las secreciones ricas en sales de potasio, calcio, sodio y magnesio.

**Carminativos:** Sustancias que alivian el timpanismo.

**Carnívoro:** Que se alimenta de carne.

**Caparazón:** recubrimiento protector externo de tortugas y galápagos, que comprende un espaldar y un plastrón.

**Catabolismo:** Destrucción de tejidos opuesto a anabolismo, libera energía. Estas incluyen degradación y oxidación de moléculas del alimento, así como reacciones que retienen la energía del sol.

**Constricción:** método para matar que usan las serpientes no venenosas. Se enroscan en torno a la presa hasta que la ahogan.

**Cresta:** repliegue cutáneo vertical que presentan en el dorso y la cola algunos lagartos.

**Cutáneo:** Atribuido a la piel.

**Disecdisis:** Dificultad para realizar la muda de piel o ecdisis, con frecuencia produce anillos de piel muerta que constriñen las falanges o la porción distal de la cola.

**Disbiosis:** Alteración de la flora intestinal normal.

**Disuria:** Ausencia de orina.

**Diurno:** Activo durante el día.

**Dorsal:** Atribuible al dorso.

**Ectotérmos:** término que se aplica a los animales que regulan su temperatura corporal utilizando la energía de fuentes externas.

**Enoftalmos:** Hundimiento de los ojos dentro del hueso de la órbita.

**Enzoótica:** Término referido a una enfermedad presente (endémica) en animales de un región particular, país o localidad.

**Escama:** Elemento blando, solapado, que recubre el cuerpo de serpientes lagartos y anfibios (puede ser lisa, aquillada, granulosa o tuberculada).

**Escama rostral:** escama situada en la punta del hocico, en la mandíbula superior.

**Escama subocular:** Escama que separa el ojo de las escamas labiales en algunas especies de serpientes.

**Escama ventral:** escama en la parte inferior del cuerpo de una serpiente (más ancha que otras escamas).

**Escamosos:** orden de reptiles que incluye los saurios, ofidios y anfibios.

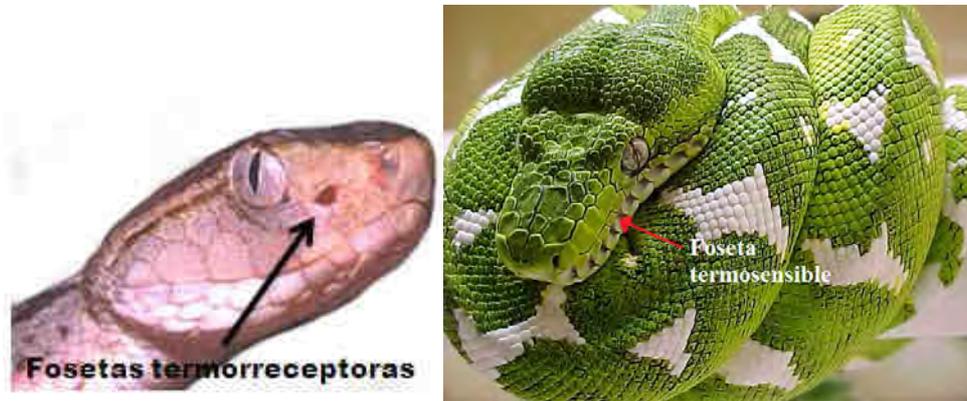
**Escudo:** escama grande y bien definida como el caparazón de una tortuga.

**Espaldar:** parte superior del caparazón de una tortuga.

**Espolón cloacal:** resto de la cintura pélvica o de las patas posteriores que permanece como un espolón o uña en pitones y boas, y que el macho utiliza para acariciar a la hembra.

**Flagelados:** Organismos con procesos en forma de látigos, poseídos por ciertas bacterias y protozoarios, se usan para el movimiento.

**Foseta termosensible:** órgano que ayuda a las serpientes a localizar presas de sangre caliente. En las boas y pitones, bordean la boca; en las víboras de fosetas se sitúan entre la narina, el ojo y la boca.



**Fotoperiodo:** Es la cantidad de luz recibida por día.

**Galápago:** Término que designa varias especies de quelonios de agua dulce (y ocasionalmente algunas tortugas terrestres).

**Herbívoros:** Se refiere a los animales que se alimentan de hierbas o plantas.

**Hiperuricemia:** Elevación del ácido úrico en la corriente sanguínea.

**Inflamación:** Reacción de los tejidos ante toda herida, presentando cuatro signos cardinales, rubor, calor, tumor y dolor; en algunos casos pérdida total o parcial de la función.

**Joven, Juvenil:** reptil que aún no ha madurado.

**Lagarto:** reptil que por lo general tiene 4 patas, una cola relativamente larga, párpados móviles y aberturas auditivas externas.

**Localmente común:** Poco común o ausente de la mayor parte de su área de distribución pero relativamente común en una o más localidades específicas.

**Melanina:** Es un pigmento de color negro o pardo negruzco en forma de gránulos que existe en el protoplasma de ciertas células; a ella deben su coloración especial la piel, el pelo o la coroides en los ojos.

**Metabolismo:** Conjunto de reacciones y procesos fisicoquímicos que ocurren en una célula.

**Neonato:** Serpiente o lagarto recién nacido, de un parto.

**Nocturno:** Activo principalmente durante la noche.

**Ofidio:** Sinónimo de serpiente.

**Omnívoros:** Que se alimenta de toda clase de sustancias orgánicas tanto animales como vegetales.

**Osteolisis:** Absorción o destrucción del hueso. Disolución de los componentes minerales del hueso.

**Osmolaridad:** es la concentración molar de todas las partículas osmóticamente activas en un litro de plasma.

**Ovíparos:** Animal cuyas hembras ponen huevos, desarrollándose el embrión fuera de la madre.

**Ovovivíparos:** Animal que se reproduce por huevos, pero que no salen del cuerpo materno hasta que está muy adelantado su desarrollo embrionario.

**Paliativo:** Que mitiga, suaviza o atenúa el dolor o los efectos de algo negativo.

**Parada o Exhibición:** Comportamiento en que un reptil o un anfibio atrae la atención al cortejar una hembra o al defender su territorio.

**Paresia:** Parálisis leve o temporal.

**Pica:** Apetito depravado.

**Plastrón:** Parte inferior plana del caparazón de una tortuga o galápagos.

**Ptialismo:** Aumento de la secreción de saliva.

**Quelonio:** Miembro de un grupo de reptiles que comprende las tortugas y galápagos y que tienen un caparazón protector.

**Queratina:** Sustancia que constituye el tejido córneo o las capas superficiales de la piel.

**Reptil:** vertebrado de sangre fría que se caracteriza por la presencia de pulmones, y escamas, escudos o placas óseas.

**Reticulado:** dibujado en forma de red.

**Saurio:** sinónimo de lagarto.

**Septicemia:** Estado de la corriente sanguínea en la cual circulan bacterias en ella.

**Serpiente:** Reptil con el cuerpo largo y esbelto, recubierto de escamas lisas o aquilladas, con mandíbulas flexibles y lengua bífida, sin patas, con “gafas” fijas en vez de parpados móviles y sin oído externo. Algunas especies son muy venenosas y otras inofensivas.

**Subadulto:** Animal que es más viejo que un joven pero aun no está sexualmente maduro.

**Taxonomía:** Ciencia que se ocupa de los principios, métodos y fines de la clasificación. En especial la que ordena jerarquiza y nombra, dentro de la biología, los seres vivos.

**Tortuga:** Término prácticamente sinónimo de quelonio, ya que la mayoría de galápagos se denomina también tortugas.

**Vector:** Animal invertebrado responsable de la transmisión de un agente infeccioso desde un individuo infectado o de un fómite hasta otro receptible o a una fuente inmediata de infección como el agua y alimentos.

**Ventral:** En anatomía indica que un órgano particular o estructura está situada hacia la superficie abdominal del cuerpo, para distinguirlo del aspecto espinal o dorsal.

**Vertebral:** a lo largo del dorso.

**Vestigial:** atribuible a una parte de un animal que está en proceso de desaparecer durante el transcurso de la evolución y que es pequeña, está poco formada y tiene escasa o ninguna función.

**Vivíparos:** Animales cuyas crías efectúan su desarrollo embrionario dentro de la madre y salen al exterior en el acto del parto.

**Zoonosis:** Las zoonosis son todas aquellas enfermedades que se transmiten de manera natural entre animales vertebrados y el hombre (comité mixto FAO-OMS expertos en zoonosis).

## **Bibliografía**

1. Mader R. D. Reptile Medicine and Surgery 2nd Edition. Ed. Saunders Elsevier, St Louis Missouri, 2006.
2. McArthur S. Wilkinson R. Meyer J. Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles. Ed. Blackwell Publishing Ltd Oxford U. K. 2004.
3. O'shea M. Halliday T. Manual de identificación Reptiles y Anfibios. Ed. Omega, S. A. Barcelona España 2001.
4. Portillo López R. B. Requerimientos básicos para mantener tortugas e iguanas en cautiverio. AMMVEPE 2006; 17 (1).
5. Laureano Saiz Moreno. Diccionario Tecnológico de Salud Pública Veterinaria. Ed. Tebar Flores Madrid, 1990.

6. UNAM Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, División de Educación Continua. Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007.
7. West Geoffrey. Diccionario Enciclopédico de Veterinaria Ed. 17. Ed. Iatros Santa Fe de Bogotá, Colombia, 1992.

## CITES

La CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres) es un acuerdo internacional concertado entre los gobiernos. Tiene por finalidad velar por que el comercio internacional de especímenes de animales y plantas silvestres no constituye una amenaza para su supervivencia.

La amplia información disponible actualmente sobre el peligro de extinción de muchas especies simbólicas, como el tigre y el elefante, podría hacer pensar que la necesidad de una convención semejante era evidente. No obstante, en el momento en que se esbozaron por primera vez las ideas de la CITES, en el decenio de 1960, el debate internacional sobre la reglamentación del comercio de vida silvestre en favor de la conservación era algo relativamente novedoso. A posteriori, la necesidad de la CITES es indudable. Se estima que anualmente el comercio internacional de vida silvestre se eleva a miles de millones de dólares y afecta a cientos de millones de especímenes de animales y plantas. El comercio es muy diverso, desde los animales y plantas vivas hasta una vasta gama de productos de vida silvestre derivados de los mismos, como los productos alimentarios, los artículos de cuero de animales exóticos, los instrumentos musicales fabricados con madera, la madera, los artículos de recuerdo para los turistas y las medicinas. Los niveles de explotación de algunos animales y plantas son elevados y su comercio, junto con otros factores, como la destrucción del hábitat, es capaz de mermar considerablemente sus poblaciones e incluso hacer que algunas especies estén al borde de la extinción. Muchas de las especies objeto de comercio no están en peligro, pero la existencia de un acuerdo encaminado a garantizar la sustentabilidad del comercio es esencial con miras a preservar esos recursos para las generaciones venideras.

Habida cuenta de que el comercio de animales y plantas silvestres sobrepasa las fronteras entre los países, su reglamentación requiere la cooperación internacional a fin de proteger ciertas especies de la explotación excesiva. La CITES se concibió en el marco de ese espíritu de cooperación. Hoy en día, ofrece diversos grados de protección a más de 30.000 especies de animales y plantas, bien se comercialicen como especímenes vivos, como abrigos de piel o hierbas disecadas.

### Especies CITES

Alrededor de unas 5.000 especies de animales y 28.000 especies de plantas están amparadas por la CITES contra la explotación excesiva debido al comercio internacional. Están incluidas en los tres Apéndices de la CITES. Las especies se agrupan en los Apéndices según el grado de amenaza debido al comercio internacional. En ocasiones se incluyen grupos enteros como los primates, cetáceos (ballenas, delfines y marsopas), tortugas marinas, loros, corales, cactus y orquídeas. En otros casos sólo se incluye una subespecie o una población geográficamente aislada de una especie (p.e., la población de un país). En el cuadro que figura a continuación se muestra el número aproximado de especies incluidas actualmente en los Apéndices de la CITES\*.

Para obtener mayor información sobre las especies CITES, puede consultar la base de datos sobre las especies incluidas en los Apéndices de la CITES mantenida por el PNUMA-WCMC.

	<b>Apéndice I</b>	<b>Apéndice II</b>	<b>Apéndice III</b>
<b>FAUNA</b>			
Mamíferos	277 spp. + 16 sspp. + 14 popns	295 spp. + 12 sspp. + 12 popns	45 spp. + 8 sspp
Aves	152 spp. + 11 sspp. + 2 popns	1268 spp. + 6 sspp. + 1 popn	35 spp.
<b>Reptiles</b>	<b>75 spp. + 5 sspp. + 6 popns</b>	<b>527 spp. + 4 sspp. + 4 popns</b>	<b>55 spp.</b>
Anfibios	16 spp.	98 spp.	-
Peces	15 spp.	71 spp.	-
Invertebrados	62 spp. + 4 sspp.	2100 spp. + 1 ssp.	17 spp.
<b>FAUNA</b>	<b>597 spp. + 36 sspp. + 22 popns</b>	<b>4359 spp. + 23 sspp. + 17 popns</b>	<b>152 spp. + 8 sspp.</b>
<b>FLORA</b>	<b>295 spp. + 3 sspp.</b>	<b>28674 spp. + 3 sspp. + 2 popns</b>	<b>8 spp. + 1 ssp. + 1 popn</b>
<b>TOTAL</b>	<b>892 spp. + 39 sspp. + 22 popns</b>	<b>33033 spp. + 26 sspp. + 19 popns</b>	<b>161 spp. + 9 sspp. + 1 popn</b>

El número es aproximado, ya que no se ha llegado a un acuerdo en cuanto a la inclusión de algunos taxa superiores. La abreviatura "spp." se utiliza para denotar las especies; "ssp." para las subespecies; y "popns" para las poblaciones.

Cualquier animal o planta silvestre puede incluirse en la lista de especies protegidas por la CITES y el abanico de especies silvestres incluidas en los Apéndices va desde las sanguijuelas a los leones y de los pinos a las plantas jarro. Aunque ciertas criaturas más carismáticas, como los osos y las ballenas, pueden percibirse como los ejemplos más conocidos de especies CITES, la mayoría de los grupos comprenden animales y plantas mucho menos populares como las plantas aloe, los corales, los mejillones y las ranas.

Lista de todas las especies incluidas en los Apéndices de la CITES:

Los Apéndices I, II y III de la Convención son listas de especies que ofrecen diferentes niveles y tipos de protección ante la explotación excesiva.

\*Apéndice I: se incluyen las especies sobre las que se cierne el mayor grado de peligro entre las especies de fauna y de flora incluidas en los Apéndices de la CITES (véase el párrafo 1 del Artículo II (<http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#II>) de la Convención). Estas especies están en peligro de extinción y la CITES prohíbe el comercio internacional de especímenes de esas especies, salvo cuando la importación se realiza con fines no comerciales (véase el Artículo III) (<http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#III>), por ejemplo, para la investigación científica. En estos casos excepcionales, puede realizarse la transacción comercial siempre y cuando se autorice mediante la concesión de un permiso

de importación y un permiso de exportación (o certificado de reexportación). Además, en el Artículo VII de la Convención se prevén excepciones y otras disposiciones al respecto.

\*Apéndice II: figuran especies que no están necesariamente amenazadas de extinción pero que podrían llegar a estarlo a menos que se controle estrictamente su comercio. En este Apéndice figuran también las llamadas "especies semejantes", es decir, especies cuyos especímenes objeto de comercio son semejantes a los de las especies incluidas por motivos de conservación (véase el [párrafo 2 del Artículo II](http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#II) de la Convención <http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#II>). El comercio internacional de especímenes de especies del Apéndice II puede autorizarse concediendo un permiso de exportación o un certificado de reexportación. En el marco de la CITES no es preciso contar con un permiso de importación para esas especies (pese a que en algunos países que imponen medidas más estrictas que las exigidas por la CITES se necesita un permiso). Sólo deben concederse los permisos o certificados si las autoridades competentes han determinado que se han cumplido ciertas condiciones, en particular, que el comercio no será perjudicial para la supervivencia de las mismas en el medio silvestre (véase el [Artículo IV](http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#IV) de la Convención <http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#IV>).

\*Apéndice III: figuran las especies incluidas a solicitud de una Parte que ya reglamenta el comercio de dicha especie y necesita la cooperación de otros países para evitar la explotación insostenible o ilegal de las mismas (véase el [párrafo 3 del Artículo II](http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#II) de la Convención <http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#II>). Sólo se autoriza el comercio internacional de especímenes de estas especies previa presentación de los permisos o certificados apropiados (véase el [Artículo V](http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#V) de la Convención <http://www.cites.org/esp/disc/text.shtml#V>).

[Apéndices I, II y III](http://www.cites.org/esp/app/appendices.shtml) <http://www.cites.org/esp/app/appendices.shtml>, [Apéndices](http://www.cites.org/esp/app/S-Jul01.pdf) <http://www.cites.org/esp/app/S-Jul01.pdf>, en formato PDF 

## Internet

<http://www.cites.org/esp/index.shtml>

## LEGISLACIÓN Y LEGALIDADES DE LOS REPTILES

Debido a abusos vistos por parte de las autoridades y el desconocimiento TOTAL de que son las especies de fauna silvestre nos vemos en la necesidad de publicar, las siguientes leyes que servirán de apoyo para evitar extorsiones por parte de la autoridad, el último reporte y lo que nos dio pie a publicar esto, es la nota publicada el día 16 de marzo de 2007 en el periódico REFORMA, donde infraccionan a un joven y lo remiten ante el ministerio público, el transportaba a una pitón bola de 60 cm en una mascotera y al personal del metro le molestó el hecho, por lo que fue detenido.

Este caso ilustrado es muy común en todo el territorio nacional, las autoridades dicen que está prohibido andar en la vía pública, no existiendo una ley expresa que prohíba el libre circular con su mascota en este caso reptiles particularmente.

La policía supuestamente "hace su deber" protegiendo a la ciudadanía de que no "ataquen" porque es considerado un "animal peligroso" o en "peligro de extinción", estos son los argumentos más utilizados para extorsionar o remitir ante autoridades federales por el delito de "tráfico o posesión de animales ilegales".

La ignorancia de los policías ubican a un reptil como venenoso, sin importar que clase de animal sea, para ellos todos son víboras venenosas y las iguanas y demás saurios están en peligro de extinción, argumentando en muchas ocasiones que en su pueblo son iguales y matan a la gente o tienen creencias populares carentes de fundamento lógico, de tal manera que argumentan que está prohibido sin mostrar ningún fundamento legal o que este tipificado en los códigos o leyes de nuestro país.

Para la mente corta de un policía es más peligrosa un boa, pitón o iguana, que un perro entrenado para el ataque, de hecho en algunos estados norteamericanos y en algunas otras partes del mundo estan prohibidas determinadas razas ya que son consideradas como armas y no se puede tener y mucho menos transitar con ellos por la calle, pero este no es el caso de México y por lo tanto no existe ninguna legislación que prohíba el libre tránsito con nuestra MASCOTA, aún cuando argumenten que se tiene que solicitar un permiso de traslado, ya que no es un animal de exhibición, sino MASCOTA.

A continuación transcribimos los artículos referentes a lo que puede aplicar para los reptiles y animales de fauna silvestre.

Es por demás recomendar que a pesar de que no existe fundamento legal para la detención y confiscación del animal (siempre y cuando este sea adquirido de manera legal), hay que evitar los problemas que puede acarrear.

Les recomendamos que siempre al comprar un animal se pida una nota o factura, con los números de registro (CITES, PEDIMENTO, AUTORIZACIÓN) esto avalará la legal procedencia, importación o UMA.

Tener a la mano una copia cada que se saque a su mascota, tampoco recomendamos exhibirla tanto, debido a que si la ignorancia de los policías es grave, el público en general

carece de conocimientos y piensan igual y creen que todo reptil es malo o solo porque a una persona le da miedo va a denunciarte con un policía y ahí empiezan los problemas que en lo que se acredita toda la legalidad, el mal rato siempre se pasa.

CÓDIGO PENAL FEDERAL: <http://info4.juridicas.unam.mx/ijure/tcfed/8.htm?s>

## CAPÍTULO SEGUNDO. DE LA BIODIVERSIDAD

Artículo 417. Se impondrá pena de uno a nueve años de prisión y de trescientos a tres mil días multa, al que introduzca al territorio nacional, o trafique con recursos forestales, flora o fauna silvestre viva o muerta, sus productos o derivados, que porten, padezcan o hayan padecido, según corresponda alguna enfermedad contagiosa, que ocasione o pueda ocasionar su diseminación o propagación o el contagio a la flora, a la fauna, a los recursos forestales o a los ecosistemas.

Artículo 420. Se impondrá pena de uno a nueve años de prisión y por el equivalente de trescientos a tres mil días multa, a quien ilícitamente:

I. Capture, dañe o prive de la vida a algún ejemplar de tortuga o mamífero marino, o recolecte o almacene de cualquier forma sus productos o subproductos;

II. Capture, transforme, acopie, transporte o dañe ejemplares de especies acuáticas declaradas en veda;

III. Realice actividades de caza, pesca o captura con un medio no permitido, de algún ejemplar de una especie de fauna silvestre, o ponga en riesgo la viabilidad biológica de una población o especie silvestres;

IV. Realice cualquier actividad con fines de tráfico, o capture, posea, transporte, acopie, introduzca al país o extraiga del mismo, algún ejemplar, sus productos o subproductos y demás recursos genéticos, de una especie de flora o fauna silvestres, terrestres o acuáticas en veda, considerada endémica, amenazada, en peligro de extinción, sujeta a protección especial, o regulada por algún tratado internacional del que México sea parte, o

V. Dañe algún ejemplar de las especies de flora o fauna silvestres, terrestres o acuáticas señaladas en la fracción anterior.

Se aplicará una pena adicional hasta de tres años más de prisión y hasta mil días multa adicionales, cuando las conductas descritas en el presente artículo se realicen en o afecten un área natural protegida, o cuando se realicen con fines comerciales.

LEY DE PROTECCIÓN A LOS ANIMALES PARA EL D.F.:  
<http://cgservicios.df.gob.mx/prontuario/vigente/286.htm>

Artículo 2º. Son objeto de tutela y protección de esta Ley las especies de fauna silvestre y los animales:

I. Domésticos;

II. Abandonados;

- III. Ferales;
- IV. Deportivos;
- V. Guía;
- VI. Para la práctica de la animaloterapia;
- VII. Para espectáculos;
- VIII. Para exhibición;
- IX. Para monta, carga y tiro;
- X. Para abasto;
- XI. Para medicina tradicional;
- XII. Para utilización y aprovechamiento a través del arte; y
- XIII. Para adiestramiento, seguridad y guardia;

Artículo 3°. Sin perjuicio de lo establecido en el párrafo anterior, corresponde a las autoridades del Distrito Federal, en auxilio de las federales, la salvaguarda del interés de toda persona de exigir el cumplimiento del derecho que la Nación ejerce sobre las especies de fauna silvestre y su hábitat como parte de su patrimonio natural y cultural, salvo aquellas especies que se encuentren en cautiverio y cuyos dueños cuenten con documentos que amparen su procedencia legal, ya sea como mascota o como parte de una colección zoológica pública o privada y cumplan con las disposiciones de trato digno y respetuoso a los animales que esta Ley establece.

Queda expresamente prohibida la caza y captura de cualquier especie de fauna silvestre en el Distrito Federal.

Las autoridades del Distrito Federal deben auxiliar a las federales para aplicar las medidas necesarias para la regulación del comercio de especies de fauna silvestre, sus productos o subproductos, mediante la celebración de convenios o acuerdos de coordinación.

Artículo 4°. Para los efectos de esta Ley, además de los conceptos definidos en la Ley Ambiental del Distrito Federal, la Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente, la Ley General de Vida Silvestre, la Ley Federal de Sanidad Animal, las normas zoológicas para el Distrito Federal y las normas oficiales mexicanas, se entenderá por:

I. Animal(es): Seres no humanos que sienten y se mueven voluntariamente o por instinto;

II. Animal abandonado: Los animales que deambulen libremente por la vía pública sin placa de identidad u otra forma de identificación, así como aquellos que queden sin el cuidado o protección de sus propietarios o poseedores dentro de los bienes del dominio privado;

VI. Animal para espectáculos: Los animales y especies de fauna silvestre mantenidas en cautiverio que son utilizados para o en un espectáculo público o privado bajo el adiestramiento del ser humano;

VIII. Animal doméstico: Los animales que dependan de un ser humano para subsistir y habiten con este de forma regular, sin que exista actividad lucrativa de por medio;

XI. Animaloterapia: El uso de animales vivos con la única finalidad de que las personas convivan o entren en contacto con ellas, para el logro de una mejor salud humana;

XIV. Aves de presa: Aves carnívoras con alas, picos y garras adaptadas para cazar y que se adiestran;

XXII. Crueldad: El acto de brutalidad, sádico o zoofílico contra cualquier animal;

XXIV. Especies de fauna silvestre: Las especies animales que subsisten sujetas a los procesos de selección natural y que se desarrollan libremente, incluyendo sus poblaciones menores, que se encuentran bajo control del ser humano;

XXVI. Ley: La Ley de Protección a los Animales del Distrito Federal;

XXVIII. Mascotas: Los animales y especies de fauna silvestre que sirven de compañía o recreación del ser humano;

XXIX. Maltrato: Todo hecho, acto u omisión consciente o inconsciente que pueda ocasionar dolor, sufrimiento, poner en peligro la vida del animal o que afecten gravemente su salud, así como la sobreexplotación de su trabajo;

XXXVII. Sufrimiento: El padecimiento o dolor innecesario por daño físico a cualquier animal;

XXXVIII. Trato digno y respetuoso: Las medidas que esta Ley, su reglamento, las normas zoológicas para el Distrito Federal y las normas oficiales mexicanas establecen para evitar dolor innecesario o angustia durante su posesión o propiedad, crianza, captura, traslado, exhibición, cuarentena, comercialización, aprovechamiento, adiestramiento y sacrificio.

Artículo 5o. Las autoridades del Distrito Federal y la sociedad en general reconocen los siguientes principios:

I. Todo animal debe vivir y ser respetado;

II. Ningún ser humano puede exterminar a los animales o explotarlos para realizar trabajos más allá de aquéllos que por sus características de especie pueda llevarlos a cabo, teniendo la obligación de poner sus conocimientos y atención a los animales;

III. Todo animal debe recibir atención, cuidados y protección del ser humano;

IV. Todo animal perteneciente a una especie silvestre tiene derecho a vivir libre en su propio ambiente natural, terrestre, aéreo o acuático, y a reproducirse;

V. Todo animal perteneciente a una especie que viva tradicionalmente en el entorno del ser humano, tiene derecho a vivir y a crecer al ritmo y en condiciones de vida y de libertad que sean propias de su especie;

VI. Todo animal que el ser humano ha escogido como de su compañía tiene derecho a que la duración de su vida sea conforme a su longevidad natural;

VII. Todo animal de trabajo tiene derecho a una limitación razonable del tiempo e intensidad de trabajo, a una alimentación reparadora y al reposo;

VIII. Todo acto que implique la muerte innecesaria de un animal es un crimen contra la vida;

IX. Todo acto que implique la muerte de un gran número de animales es un crimen contra las especies; y

X. Un animal muerto debe ser tratado con respeto.

Ninguna persona, por ningún motivo, podrá ser obligada o coaccionada a provocar daño, lesión, a mutilar o provocar la muerte de ningún animal y podrá referirse a esta Ley en su defensa.

Artículo 9º. Corresponde a la Secretaría, en el ámbito de su competencia, el ejercicio de las siguientes facultades:

I. La promoción de información y difusión que genere una cultura cívica de protección, responsabilidad, respeto y trato digno a los animales;

II. El desarrollo de programas de educación y capacitación en materia de trato digno y respetuoso a los animales, en coordinación con las autoridades competentes relacionadas con las instituciones de educación básica, media y superior de jurisdicción del Distrito Federal, así como con las organizaciones no gubernamentales legalmente constituidas, así como el desarrollo de programas de educación no formal e informal con el sector social, privado y académico;

V. La expedición de certificados de venta de animales a los establecimientos comerciales, ferias y exposiciones que se dediquen a la venta de mascotas y llevar el padrón de animales con la información que se recabe de la expedición de estos certificados.

Artículo 11. Son facultades de la Procuraduría:

I. Vigilar el cumplimiento de las disposiciones de la presente Ley y demás ordenamientos que emanen de ella, derivadas de la presentación de denuncia ciudadana cuando el acto u omisión involucre a dos o más delegaciones, o cuando los hechos ameriten su participación tratándose de alguna emergencia, aún sin mediar denuncia interpuesta y poner a la disposición de las autoridades competentes a quién infrinja las disposiciones de la presente Ley;

II. Dar aviso a las autoridades federales competentes, cuando la tenencia de alguna especie de fauna silvestre en cautiverio o cuando se trate de especies bajo algún estatus de riesgo, no cuenten con el registro y la autorización necesaria de acuerdo a la legislación aplicable

en la materia, así como a quienes vendan especies de fauna silvestre, sus productos o subproductos, sin contar con las autorizaciones correspondientes;

III. Emitir recomendaciones a las autoridades competentes en las materias derivadas de la presente Ley, con el propósito de promover el cumplimiento de sus disposiciones y sancionar cuando corresponda.

Artículo 23. Toda persona, física o moral, tiene la obligación de brindar un trato digno y respetuoso a cualquier animal.

Artículo 25. Queda prohibido por cualquier motivo:

I. La utilización de animales en protestas, marchas, plantones, concursos de televisión o en cualquier otro acto análogo;

II. El uso de animales vivos, como instrumento de entrenamiento en animales de guardia, de ataque o como medio para verificar su agresividad, salvo las especies de fauna silvestre manejadas con fines de rehabilitación y su preparación para su liberación en su hábitat, así como las aves de presa cuando se trate de su entrenamiento siempre y cuando medie autoridad competente o profesionales en la materia;

III. El obsequio, distribución o venta de animales vivos para fines de propaganda política, promoción comercial, obras benéficas o kermeses escolares y como premios en sorteos, juegos, concursos, rifas y loterías;

IV. La venta de animales vivos a menores de doce años de edad, si no están acompañados por una persona mayor de edad, quien se responsabilice ante el vendedor, por el menor, de la adecuada subsistencia y trato digno y respetuoso para el animal;

V. La venta de animales en la vía pública;

VII. Celebrar espectáculos con animales en la vía pública;

IX. Hacer ingerir bebidas alcohólicas o suministrar drogas sin fines terapéuticos a un animal;

X. La venta o adiestramiento de animales en áreas comunes o en áreas en las que se atente contra la integridad física de las personas;

XIII. El uso de animales en la celebración de ritos y usos tradicionales que puedan afectar el bienestar animal.

Artículo 28. Los establecimientos comerciales, ferias y exposiciones que se dediquen a la venta de mascotas están obligados a expedir un certificado de venta autorizado por la Secretaría, a la persona que adquiera el animal el cual deberá contener por lo menos:

I. Animal o Especie de que se trate;

III. Nombre del propietario;

IV. Domicilio del propietario

Artículo 33. La posesión de una especie de fauna silvestre en cautiverio requiere de autorización de las autoridades administrativas competentes. Si su propietario(a), poseedor(a) o encargado(a) no cumplimenta esta disposición o permite que deambule libremente en la vía pública sin tomar las medidas y precauciones a efecto de no causar daño físico a terceras personas, será sancionado en términos de esta Ley y demás disposiciones jurídicas aplicables.

Artículo 43. Los establecimientos, instalaciones y prestadores de servicios que manejen animales deberán estar autorizados para tal fin y deberán cumplir con esta Ley, su reglamento y las normas oficiales mexicanas aplicables y las normas zoológicas para el Distrito Federal, cuando corresponda.

Artículo 59. De existir riesgo inminente para los animales o se pueda poner en peligro su vida debido a actos de crueldad o maltrato hacia ellos, las autoridades competentes, en forma fundada y motivada, podrán ordenar inmediatamente alguna o algunas de las siguientes medidas de seguridad:

I. Aseguramiento precautorio de los animales, además de los bienes, vehículos, utensilios e instrumentos directamente desarrollados con la conducta a que da lugar a la imposición de la medida de seguridad;

Asimismo, las autoridades competentes podrán ordenar la ejecución de alguna o algunas de las medidas de seguridad que se establezcan en otros ordenamientos, en relación con la protección a los animales.

LEY GENERAL DE VIDA SILVESTRE:  
<http://www.semarnat.gob.mx/leyesynormas/Leyes%20del%20sector/vidasilvestre.pdf>

Artículo 3.- Para los efectos de esta Ley se entenderá por:

IV. Captura: La extracción de ejemplares vivos de fauna silvestre del hábitat en que se encuentran.

VII. Colecta: La extracción de ejemplares, partes o derivados de vida silvestre del hábitat en que se encuentran.

XXIII. Legítimo poseedor: El poseedor de buena fe en los términos del Código Civil para el Distrito Federal en Materia Común y para toda la República en Materia Federal.

Artículo 31.- Cuando se realice traslado de ejemplares vivos de fauna silvestre, éste se deberá efectuar bajo condiciones que eviten o disminuyan la tensión, sufrimiento, traumatismo y dolor, teniendo en cuenta sus características.

Artículo 32.- La exhibición de ejemplares vivos de fauna silvestre deberá realizarse de forma que se eviten o disminuyan la tensión, sufrimiento, traumatismo y dolor que pudiera ocasionárseles.

Artículo 35.- Durante los procesos de comercialización de ejemplares de la fauna silvestre se deberá evitar o disminuir la tensión, sufrimiento, traumatismo y dolor de los mismos, mediante el uso de métodos e instrumentos de manejo apropiados.

Artículo 50.- Para otorgar registros y autorizaciones relacionados con ejemplares, partes y derivados de especies silvestres fuera de su hábitat natural, las autoridades deberán verificar su legal procedencia.

Artículo 51.- La legal procedencia de ejemplares de la vida silvestre que se encuentran fuera de su hábitat natural, así como de sus partes y derivados, se demostrará, de conformidad con lo establecido en el reglamento, con la marca que muestre que han sido objeto de un aprovechamiento sustentable y la tasa de aprovechamiento autorizada, o la nota de remisión o factura correspondiente.

En este último caso, la nota de remisión o factura foliadas señalarán el número de oficio de la autorización de aprovechamiento; los datos del predio en donde se realizó; la especie o género a la que pertenecen los ejemplares, sus partes o derivados; la tasa autorizada y el nombre de su titular, así como la proporción que de dicha tasa comprenda la marca o contenga el empaque o embalaje.

De conformidad con lo establecido en el reglamento, las marcas elaboradas de acuerdo con la Ley Federal sobre Metrología y Normalización, podrán bastar para demostrar la legal procedencia.

Artículo 52.- Las personas que trasladen ejemplares vivos de especies silvestres, deberán contar con la autorización correspondiente otorgada por la Secretaría de conformidad con lo establecido en el reglamento. Asimismo deberán dar cumplimiento a las normas oficiales mexicanas correspondientes.

No será necesario contar con la autorización de traslado a que se refiere el párrafo anterior cuando se trate de:

a) Mascotas y aves de presa, acompañadas de la marca y la documentación que demuestre su legal procedencia, o en su caso la marca correspondiente.

b) Ejemplares adquiridos en comercios registrados, que cuenten con la documentación que demuestre su legal procedencia, o en su caso la marca correspondiente.

c) Material biológico de vida silvestre de colecciones científicas y museográficas, debidamente registradas, con destino a otras colecciones científicas en calidad de préstamo o como donativo, acompañado de la constancia correspondiente expedida por la persona física o moral a la que pertenece la colección, de conformidad con lo establecido en el reglamento; siempre y cuando no tenga fines comerciales ni de utilización en biotecnología.

d) Ejemplares procedentes del o destinados al extranjero, que cuenten con autorización de exportación o con certificado al que se refiere la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres, expedido por la Secretaría.

Artículo 55.- La importación, exportación y reexportación de ejemplares, partes y derivados de especies silvestres incluidas en la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres, se llevarán a cabo de acuerdo con esa Convención, lo dispuesto en la presente Ley y las disposiciones que de ellas se deriven.

Artículo 55 bis.- Queda prohibida la importación, exportación y reexportación de ejemplares de cualquier especie de mamífero marino y primate, así como de sus partes y derivados, con excepción de aquéllos destinados a la investigación científica, previa autorización de la Secretaría.

Artículo 78.- Las colecciones científicas y museográficas, públicas o privadas, de especímenes de especies silvestres, deberán registrarse y actualizar sus datos ante la autoridad correspondiente, en el padrón que para tal efecto se lleve, de conformidad con lo establecido en el reglamento.

Los parques zoológicos deberán contemplar en sus planes de manejo, aspectos de educación ambiental, de conservación y reproducción de las especies, con especial atención a las que se encuentren en alguna categoría de riesgo y además deberán registrarse y actualizar sus datos ante la autoridad correspondiente, en el padrón que para tal efecto se lleve, de conformidad con lo establecido en el reglamento.

Todos aquellos espectáculos públicos que manejen vida silvestre fuera de su hábitat, deberán contemplar en sus planes de manejo, aspectos de educación ambiental y de conservación, con especial atención a las que se encuentren en alguna categoría de riesgo y además deberán registrarse y actualizar sus datos ante la autoridad correspondiente, en el padrón que para tal efecto se lleve, de conformidad con lo establecido en el reglamento.

Artículo 118.- Al asegurar ejemplares, partes y derivados de especies silvestres conforme a esta Ley o las normas oficiales mexicanas, la Secretaría sólo podrá designar al infractor como depositario de los bienes asegurados cuando:

a) No exista posibilidad inmediata de colocar los bienes asegurados en los Centros para la Conservación e Investigación de la Vida Silvestre, en Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre, en instituciones o con personas, debidamente registradas para tal efecto.

b) No existan antecedentes imputables al mismo, en materia de aprovechamiento o comercio ilegales.

c) No existan faltas en materia de trato digno y respetuoso.

d) Los bienes asegurados no estén destinados al comercio nacional o internacional.

Lo dispuesto en el presente artículo, no excluye la posibilidad de aplicar la sanción respectiva.

Artículo 119.- El aseguramiento precautorio procederá cuando:

I. No se demuestre la legal procedencia de los ejemplares, partes y derivados de la vida silvestre de que se trate.

II. No se cuente con la autorización necesaria para realizar actividades relacionadas con la vida silvestre o éstas se realicen en contravención a la autorización otorgada, o en su caso, al plan de manejo aprobado.

III. Hayan sido internadas al país pretendan ser exportadas sin cumplir con las disposiciones aplicables.

IV. Se trate de ejemplares, partes o derivados de vida silvestre aprovechados en contravención a las disposiciones de esta Ley y las que de ella se deriven.

V. Exista un riesgo inminente de daño o deterioro grave a la vida silvestre o de su hábitat de no llevarse a cabo esta medida.

VI. Existan signos evidentes de alteración de documentos o de la información contenida en los documentos mediante los cuales se pretenda demostrar la legal posesión de los ejemplares, productos o subproductos de vida silvestre de que se trate.

Artículo 122.- Son infracciones a lo establecido en esta Ley:

I. Realizar cualquier acto que cause la destrucción o daño de la vida silvestre o de su hábitat, en contravención de lo establecido en la presente Ley.

II. Realizar actividades de aprovechamiento extractivo o no extractivo de la vida silvestre sin la autorización correspondiente o en contravención a los términos en que ésta hubiera sido otorgada y a las disposiciones aplicables.

III. Realizar actividades de aprovechamiento que impliquen dar muerte a ejemplares de la vida silvestre, sin la autorización correspondiente o en contravención a los términos en que ésta hubiera sido, otorgada y a las disposiciones aplicables.

IV. Realizar actividades de aprovechamiento con ejemplares o poblaciones de especies silvestres en peligro de extinción o extintas en el medio silvestre, sin contar con la autorización correspondiente.

V. Llevar a cabo acciones en contravención a las disposiciones que regulan la sanidad de la vida silvestre.

VI. Manejar ejemplares de especies exóticas fuera de confinamiento controlado o sin respetar los términos del plan de manejo aprobado.

VII. Presentar información falsa a la Secretaría.

VIII. Realizar actos contrarios a los programas de restauración, a las vedas establecidas, a las medidas de manejo y conservación del hábitat crítico o a los programas de protección de áreas de refugio para especies acuáticas.

X. Poseer ejemplares de la vida silvestre fuera de su hábitat natural sin contar con los medios para demostrar su legal procedencia o en contravención a las disposiciones para su manejo establecidas por la Secretaría.

XI. Liberar ejemplares de la vida silvestre a su hábitat natural sin contar con la autorización respectiva y sin observar las condiciones establecidas para ese efecto por esta Ley y las demás disposiciones que de ella se deriven.

XII. Trasladar ejemplares, partes y derivados de la vida silvestre sin la autorización correspondiente.

XV. Marcar y facturar ejemplares de la vida silvestre, así como sus partes o derivados, que no correspondan a un aprovechamiento sustentable en los términos de esta Ley y las disposiciones que de ella derivan.

XVI. Alterar para fines ilícitos las marcas y facturas de ejemplares de la vida silvestre, así como de sus partes o derivados.

XXI. Poseer colecciones de especímenes de vida silvestre sin contar con el registro otorgado por la Secretaría en los términos previstos en esta Ley y demás disposiciones que de ella se deriven.

XXII. Exportar o importar ejemplares, partes o derivados de la vida silvestre, o transitar dentro del territorio nacional los ejemplares, partes o derivados procedentes del y destinados al extranjero en contravención a esta Ley, a las disposiciones que de ella deriven y a las medidas de regulación o restricción impuestas por la autoridad competente

o, en su caso, de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre.

XXIII. Realizar actos que contravengan las disposiciones de trato digno y respetuoso a la fauna silvestre, establecidas en la presente Ley y en las disposiciones que de ella se deriven.

Se considerarán infractores no sólo las personas que hayan participado en su comisión, sino también quienes hayan participado en su preparación o en su encubrimiento.

Artículo 123.- Las violaciones a los preceptos de esta Ley, su reglamento, las normas oficiales mexicanas y demás disposiciones legales que de ella se deriven, serán sancionadas administrativamente por la Secretaría, con una o más de las siguientes sanciones:

I. Amonestación escrita.

II. Multa.

III. Suspensión temporal, parcial o total, de las autorizaciones, licencias o permisos que corresponda.

IV. Revocación de las autorizaciones, licencias o permisos correspondientes.

V. Clausura temporal o definitiva, parcial o total, de las instalaciones o sitios donde se desarrollen las actividades que den lugar a la infracción respectiva.

VI. Arresto administrativo hasta por 36 horas.

VII. Decomiso de los ejemplares, partes o derivados de la vida silvestre, así como de los instrumentos directamente relacionados con infracciones a la presente Ley.

VIII. Pago de gastos al depositario de ejemplares o bienes que con motivo de un procedimiento administrativo se hubieren erogado.

La amonestación escrita, la multa y el arresto administrativo podrán ser conmutados por trabajo comunitario en actividades de conservación de la vida silvestre y su hábitat natural.

LEY PROTECTORA DE ANIMALES DEL ESTADO DE MEXICO:

[http://www.edomexico.gob.mx/legistel/cnt/LeyEst\\_063.html](http://www.edomexico.gob.mx/legistel/cnt/LeyEst_063.html)

Artículo 1.- La presente Ley tiene por objeto la protección a los animales domésticos, silvestres que no sean nocivos al hombre o silvestres mantenidos en cautiverio, de cualquier acción de crueldad innecesaria, que los martirice o moleste.

Artículo 4.- Todo propietario poseedor o encargado de algún animal que no lo alimente o vacune oportuna y sistemáticamente, con vacunas oficiales contra la rabia, o en su caso que lo abandone o que por negligencia propicie su fuga y éste cause o propicie daños a terceros, será responsable del animal y de los perjuicios que ocasione.

Artículo 5.- Quedan sujetos al control de las autoridades competentes, los dueños, poseedores o encargados de animales no domésticos catalogados como peligrosos.

Las personas que posean un animal con las características del párrafo anterior deberán solicitar la autorización respectiva de las autoridades administrativas.

LEY GENERAL DEL EQUILIBRIO ECOLÓGICO Y PROTECCIÓN AL AMBIENTE:  
<http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/compi/1280188.html>

ARTICULO 79.- Para la protección y aprovechamiento de la flora y fauna silvestres y acuáticas, se considerarán los siguientes criterios:

I. La preservación del hábitat natural de las especies de flora y fauna del territorio nacional, así como la vigilancia de sus zonas de reproducción;

II. La protección de los procesos evolutivos de las especies y sus recursos genéticos, destinando áreas representativas de los sistemas ecológicos del país a la protección e investigación;

III. La protección y desarrollo de las especies endémicas, amenazadas o en peligro de extinción, a fin de recuperar su estabilidad poblacional;

IV. El combate del tráfico ilegal de especies;

V. El fortalecimiento de las estaciones biológicas de rehabilitación y repoblamiento de especies de fauna silvestre; y

VI. La concertación con la comunidad para propiciar su participación en la conservación de especies

ARTÍCULO 87.- El aprovechamiento de especies de la fauna silvestre en actividades económicas podrá autorizarse cuando los particulares garanticen su reproducción controlada y desarrollo en cautiverio y proporcionen un número suficiente para el repoblamiento de la especie.

No podrá autorizarse el aprovechamiento sobre poblaciones naturales de especies endémicas, amenazadas o en peligro de extinción excepto en los casos de investigación científica.

Obtenido de: <http://guia.mercadolibre.com.mx/legislacion-y-legalidad-reptiles-11084-VGP>

## PLANTAS VENENOSAS PARA REPTILES

Planta	Parte tóxica de la Planta
<p data-bbox="320 392 679 421">Laurel tóxico (Acokanthera)</p> 	<p data-bbox="999 392 1171 421">Fruta y flores</p>
<p data-bbox="371 913 628 943">Acónito, mata lobos</p> 	<p data-bbox="890 913 1278 943">Raíces, flores, hojas y semillas</p>
<p data-bbox="443 1366 557 1395">Amarilis</p> 	<p data-bbox="967 1366 1203 1395">Bulbo, tallo, flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="245 322 769 389">Ortiguilla, Hierba rocilla, Planta amarilla (<i>Amsinckia</i>)</p>  <p data-bbox="421 680 592 701">www.sueycreek.org</p>	<p data-bbox="995 322 1198 353">Todas las partes</p>
<p data-bbox="443 707 569 739">Anemone</p> 	<p data-bbox="1007 707 1187 739">Hojas y flores</p>
<p data-bbox="448 1093 564 1124">Manzana</p> 	<p data-bbox="895 1093 1299 1124">Semillas (solo si son aplastadas)</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="427 349 571 394">Chabacano</p> 	<p data-bbox="1027 349 1142 394">Semillas</p>
<p data-bbox="448 629 550 663">Azafrán</p>  <p data-bbox="293 1196 708 1218"><a href="http://www.torrijo.es/index_archivos/AZAFRAN8.JPG">www.torrijo.es/index_archivos/AZAFRAN8.JPG</a></p>	<p data-bbox="1043 629 1126 663">Bulbo</p>
<p data-bbox="437 1225 560 1258">Aguacate</p> 	<p data-bbox="1043 1225 1126 1258">Hojas</p>

Planta

Azalea



Parte de la Planta

Follaje y hojas

Baneberry



Follaje y fruta

Beach pea



Follaje, chícharo y vaina

**Planta**

**Parte de la Planta**

Palmera de betel, Palmera de nuez de betel, Nuez de Areca

Todas las partes



**Belladona**

Follaje, fruta inmadura, retoños



[http://www.bellavistaordesada.com/Julio\\_2001.htm](http://www.bellavistaordesada.com/Julio_2001.htm)  
<http://www.interhomeopathy.org/index.php/journal/entry/>

**Ave del paraíso**

Follaje, flores, vaina y semillas



<http://japromex.foros.ws/viewtopic.php?t=1101&start=15>

**Falsa dulcamara**

Bayas



<http://www.seemegarden.com/browsePlants.php?section=lawnlandscaping&category=climbing%20plants>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="421 320 579 349">Black locust</p>  <p data-bbox="309 882 691 922"> <a href="http://elta-intkey.com/wood/images/robinie.jpg">elta-intkey.com/wood/images/robinie.jpg</a>  <a href="http://www.troop17.com/.../locust_black_72dpi.jpg">www.troop17.com/.../locust_black_72dpi.jpg</a> </p>	<p data-bbox="927 284 1246 349">Corteza, retoños y follaje</p>
<p data-bbox="220 929 780 1032">Flores en el corazón, Fumaria, Dicentra, Corazones, Corazón sangrante, Corazón de María, Corazón de virgen</p>  <p data-bbox="220 1368 780 1413"> <a href="http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/dicentra-spectabilis-flores-corazones-fumaria.htm">http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/dicentra-spectabilis-flores-corazones-fumaria.htm</a> </p>	<p data-bbox="954 929 1219 958">Follaje, flores, raíces</p>
<p data-bbox="424 1420 576 1449">Sanguinaria</p>  <p data-bbox="293 1912 707 1957"> <a href="http://web.vet.cornell.edu/.../Sanguinaria%20leaves.jpg">web.vet.cornell.edu/.../Sanguinaria%20leaves.jpg</a>  <a href="http://www.earthhealing.info/bloodroot.jpg">www.earthhealing.info/bloodroot.jpg</a> </p>	<p data-bbox="983 1420 1187 1449">Todas las partes</p>

Planta

Parte de la Planta

Bluebonnet

Follaje y flores



©2004 Sue Irish www.ranchflowers.com

Bottlebrush

Flores



www.dobsoncentral.com

www.blandshire.nsw.gov.au/.../Bottlebrush.jpg

Arrayán

Follaje y ramas



http://www.seelyhouse.com/plantingspg.htm

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="472 315 659 349"><b>Buckeye horse</b></p>   <p data-bbox="344 607 788 651"> <a href="http://www.islegrande.com">www.islegrande.com</a>  <a href="http://www.cherylsyardparty.com/.../Apr05/Buckeye.jpg">www.cherylsyardparty.com/.../Apr05/Buckeye.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1043 315 1267 349"><b>Retoños y nueces</b></p>
<p data-bbox="515 651 616 685"><b>Castaña</b></p>    <p data-bbox="328 943 804 965"> <a href="http://www.la-alpujarra.org/comun/plantas/fagaceas.htm">http://www.la-alpujarra.org/comun/plantas/fagaceas.htm</a> </p>	<p data-bbox="1054 651 1257 685"><b>Todas las partes</b></p>
<p data-bbox="520 965 611 999"><b>Bellota</b></p>  <p data-bbox="371 1249 759 1279"> <a href="http://www.sierradebaza.org/.../notic1_06-10.htm">www.sierradebaza.org/.../notic1_06-10.htm</a> </p>	<p data-bbox="1054 965 1257 999"><b>Todas las partes</b></p>
<p data-bbox="296 1279 839 1312"><b>Caladio, Corazón de Jesús, Paleta de pintor</b></p>  <p data-bbox="220 1843 911 1937"> <a href="http://www.easytogrowbulbs.com/browseproducts/Caladium-White-Christmas.html">http://www.easytogrowbulbs.com/browseproducts/Caladium-White-Christmas.html</a>  <a href="http://commons.wikimedia.org/wiki/Image:Caladium_bicolor_'Florida_Sweetheart'_Plant_2220px.jpg">http://commons.wikimedia.org/wiki/Image:Caladium_bicolor_'Florida_Sweetheart'_Plant_2220px.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1054 1279 1257 1312"><b>Todas las partes</b></p>

Planta

Parte de la Planta

Alcatraz

Todas las partes



[http://betterlawns.com/April02/blg\\_5a.asp](http://betterlawns.com/April02/blg_5a.asp)

Cardenal de la laguna

Todas las partes



[http://www.usi.edu/science/biology/twinswamps/Trail\\_scenes.htm](http://www.usi.edu/science/biology/twinswamps/Trail_scenes.htm)

Jazmín Carolina, Gelsemio

Todas las partes



[http://www.netstate.com/states/symb/flowers/sc\\_yellow\\_jessamine.htm](http://www.netstate.com/states/symb/flowers/sc_yellow_jessamine.htm)  
<http://www.greenbeam.com/features/plant031901.stm>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="400 329 730 353">Mandioca, Yuca, Cassava</p>  <p data-bbox="221 925 908 994"> <a href="http://www.mercadocentral.com.ar/site2006/publicaciones/red_alerta/boletin/boletin2-05/nota1finalmandiocachicho/mandioca1.htm">http://www.mercadocentral.com.ar/site2006/publicaciones/red_alerta/boletin/boletin2-05/nota1finalmandiocachicho/mandioca1.htm</a>  <a href="http://commons.wikimedia.org/wiki/Image:Iwata_kenichi_cassava.jpg">http://commons.wikimedia.org/wiki/Image:Iwata_kenichi_cassava.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1114 329 1198 353">Raíces</p>
<p data-bbox="221 1001 908 1070">Ricino, Higuera del diablo, Higuera infernal, Higereta, Higerillo</p>  <p data-bbox="252 1469 879 1541"> <a href="http://museum.gov.ns.ca/poison/castor1.htm">http://museum.gov.ns.ca/poison/castor1.htm</a>  <a href="http://fichas.infojardin.com/arbustos/ricinus-communis-ricino-higuera-del-diablo.htm">http://fichas.infojardin.com/arbustos/ricinus-communis-ricino-higuera-del-diablo.htm</a> </p>	<p data-bbox="1070 1001 1241 1025">Frijol (crudo)</p>
<p data-bbox="515 1547 616 1572">Cerezas</p>  <p data-bbox="339 1906 791 1924"> <a href="http://www.inta.gov.ar/region/pas/galeria/cerezas.htm">http://www.inta.gov.ar/region/pas/galeria/cerezas.htm</a> </p>	<p data-bbox="999 1547 1313 1572">Ramas, semillas y follaje</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="225 353 916 427">Laurel cerezo, Laurel real, Lauroceraso, Lauro (<i>Prunus spp.</i>)</p>  <p data-bbox="293 752 852 775"><a href="http://www.english-country-garden.com/flowers/cherry-laurel.htm">http://www.english-country-garden.com/flowers/cherry-laurel.htm</a></p>	<p data-bbox="1066 353 1259 389">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="528 779 612 815">Toyon</p>  <p data-bbox="325 1146 820 1167"><a href="http://www.alohafriendsphotos.com/plants_and_trees.html">http://www.alohafriendsphotos.com/plants_and_trees.html</a></p>	<p data-bbox="1123 779 1203 815">Bayas</p>
<p data-bbox="341 1171 804 1207">Cactus de Navidad, Cactus de Nadal</p>  <p data-bbox="269 1464 453 1487">Foto: Karla M. Corral</p> <p data-bbox="549 1464 732 1487">Foto: Karla M. Corral</p>	<p data-bbox="1070 1171 1254 1207">Toda la planta</p>
<p data-bbox="325 1541 820 1576">Heléboro, Rosa de Navidad, Rosa de Noel</p>  <p data-bbox="331 1883 810 1906"><a href="http://www.thegardener.btinternet.co.uk/diaryfeb04.html">http://www.thegardener.btinternet.co.uk/diaryfeb04.html</a></p> <p data-bbox="245 1906 900 1946"><a href="http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/helleborus-niger-helleboro-rosa-navidad-rosa-noel.htm">http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/helleborus-niger-helleboro-rosa-navidad-rosa-noel.htm</a></p>	<p data-bbox="1066 1541 1259 1576">Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="220 322 895 389">Colombina, Aguileña, Aquileña, Aquilegia, Copa de rey, Flor de los celos</p>  <p data-bbox="300 913 812 936"><a href="http://www.ontariowildflower.com/wildflower_meadow.htm">http://www.ontariowildflower.com/wildflower_meadow.htm</a></p>	<p data-bbox="1050 322 1243 353">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="454 943 657 1010">Common privel Palmeado</p>  <p data-bbox="703 1361 863 1379">© 2003 FloridaData.com</p>	<p data-bbox="1043 943 1249 1010">Bayas y hojas Todas las partes</p>
<p data-bbox="512 1386 600 1417">Croton</p>  <p data-bbox="220 1765 890 1856"><a href="http://bexar-tx.tamu.edu/HomeHort/F1Column/2006%20Articles/David'sPlantoftheWeek/OC14%20Croton.htm">http://bexar-tx.tamu.edu/HomeHort/F1Column/2006%20Articles/David'sPlantoftheWeek/OC14%20Croton.htm</a> <a href="http://www.floridagardener.com/pom/croton.jpg">www.floridagardener.com/pom/croton.jpg</a></p>	<p data-bbox="927 1386 1369 1417">Plantas exteriores, follaje y retoños</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="225 320 772 387">Ciclamen, Violeta de Persia, Violetas de los Alpes</p>  <p data-bbox="256 750 743 797"><a href="http://fichas.infojardin.com/bulbosas/cyclamen-persicum-cyclamen-violeta-persia-violetas-alpes.htm">http://fichas.infojardin.com/bulbosas/cyclamen-persicum-cyclamen-violeta-persia-violetas-alpes.htm</a></p>	<p data-bbox="954 320 1214 353">Follaje, tallo y flores</p>
<p data-bbox="448 801 549 835">Narciso</p>  <p data-bbox="325 1162 675 1184"><a href="http://www.poison.org/prevent/plants.asp">http://www.poison.org/prevent/plants.asp</a></p>	<p data-bbox="892 801 1278 835">Bulbos, follaje, flores y vainas</p>
<p data-bbox="225 1189 772 1223">Dafne, Mezereum, laureola hembra, leño gentil</p>  <p data-bbox="408 1509 592 1532"><a href="http://www.lacoctelera.com">www.lacoctelera.com</a></p>	<p data-bbox="1043 1189 1123 1223">Bayas</p>
<p data-bbox="416 1536 580 1570">Death camus</p>  <p data-bbox="272 1883 727 1906"><a href="http://www.biosurvey.ou.edu/okwild/deathcamus.html">http://www.biosurvey.ou.edu/okwild/deathcamus.html</a></p>	<p data-bbox="847 1536 1321 1570">Todas las partes en especial las raíces</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="387 315 649 349">Espuela de caballero</p>  <p data-bbox="217 707 735 730"><a href="http://wholesale.thompson-morgan.com/uk/es/product/5295/1">http://wholesale.thompson-morgan.com/uk/es/product/5295/1</a></p>	<p data-bbox="858 315 1362 383">Bulbos, follaje, flores, raíces, semillas y vainas</p>
<p data-bbox="352 730 689 763">Oronja verde, Falsa oronja</p>  <p data-bbox="272 965 764 987"><a href="http://www.fcps.edu/islandcreekes/ecology/death_cap.htm">http://www.fcps.edu/islandcreekes/ecology/death_cap.htm</a></p>	<p data-bbox="1007 730 1212 763">Todas las partes</p>
<p data-bbox="260 987 778 1055">Cornejo de flor, Cornejo florido, Cornejo blanco</p>  <p data-bbox="252 1357 786 1379"><a href="http://www.netstate.com/states/symb/flowers/va_dogwood.htm">http://www.netstate.com/states/symb/flowers/va_dogwood.htm</a></p> <p data-bbox="280 1379 758 1402"><a href="http://www.arbolesornamentales.com/Cornusflorida.htm">http://www.arbolesornamentales.com/Cornusflorida.htm</a></p>	<p data-bbox="1066 987 1150 1021">Frutas</p>
<p data-bbox="427 1402 611 1435">Diefembaquia</p>  <p data-bbox="331 1765 707 1787"><a href="http://schools.moe.edu.sg/.../poison_dumbcane.jpg">schools.moe.edu.sg/.../poison_dumbcane.jpg</a></p> <p data-bbox="220 1787 818 1832"><a href="http://www.puyallup.wsu.edu/Hort/Hort332/images/plantlist/giant%20dumb%20cane.jpg">http://www.puyallup.wsu.edu/Hort/Hort332/images/plantlist/giant%20dumb%20cane.jpg</a></p>	<p data-bbox="1066 1402 1150 1435">Follaje</p>

Planta

Parte de la Planta

Berenjena

Follaje



<http://fichas.infojardin.com/hortalizas-verduras/berenjenas-solanum-melongena.htm>

Sauco blanco, Baya del sauco

Hojas, retoños, corteza



[www.honeygardens.com/elderberry2.jpg](http://www.honeygardens.com/elderberry2.jpg)  
[wihort.uwex.edu/Phenology/images/Elderberry.jpg](http://wihort.uwex.edu/Phenology/images/Elderberry.jpg)

Oreja de elefante, Alocasia, Colocasia,  
Marquesa, Alcolcaz

Follaje



[www.viriniagarden.com/elephant/circle.jpg](http://www.viriniagarden.com/elephant/circle.jpg)

**Planta**

**Parte de la Planta**

**Hiedra inglesa**

Principalmente las bayas



<http://www.duke.edu/~cwcook/trees/hehe.html>

**Eucalipto**

Follaje fresco y fruta



[www.biomercado.org](http://www.biomercado.org), [n.lasphost.com](http://n.lasphost.com)

<http://www.jugosylicuados.com/te-de-eucalipto-y-malva-para-la-ronquera/29/>

**Falso eléboro verde**

Todas las partes



<http://www.wildmanstevebrill.com/Plants.Folder/False%20Hellebore.html>  
[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/2/20/Veratrum\\_veride2.JPG](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/2/20/Veratrum_veride2.JPG)

Planta	Parte de la Planta
<p>Pájaro loco, sabia locura, agárico matamoscas, oronja maléfica, oropéndola loca, matamoscas, falsa oronja</p>  <p><a href="http://www.treesforlife.org.uk/.../Amanita_muscaria.jpg">www.treesforlife.org.uk/.../Amanita_muscaria.jpg</a></p>	<p>Todas las partes</p>
<p>Don Diego de noche, Tlalquilín, Maravilla</p>  <p><a href="http://www.boga.ruhr-uni-bochum.de/html/Mirabilis_jalapa.ka1.jpg">http://www.boga.ruhr-uni-bochum.de/html/Mirabilis_jalapa.ka1.jpg</a></p>	<p>Todas las partes</p>
<p>Dedalera, Campanilla, Digital , Chupamieles, Guadaperra, Zapatitos de Cristo</p>  <p><a href="http://fichas.infojardin.com/foto-perennes-anales/digitalis-purpurea-flores.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-perennes-anales/digitalis-purpurea-flores.jpg</a>  <a href="http://www.sierradebaza.org/principal_06-09/img_1.jpg">http://www.sierradebaza.org/principal_06-09/img_1.jpg</a></p>	<p>Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="352 320 799 349">Lluvia de oro, Ébano falso, Codeso</p>  <p data-bbox="304 710 844 757"> <a href="http://www.cambridge2000.com/gallery/images/P5086546.jpg">http://www.cambridge2000.com/gallery/images/P5086546.jpg</a>  <a href="http://en.wikipedia.org/wiki/Image:Laburnum_anagyroides2.jpg">http://en.wikipedia.org/wiki/Image:Laburnum_anagyroides2.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1054 320 1275 349">Semillas y vainas</p>
<p data-bbox="328 761 820 790">Eléboro verde, hierba llavera, acolecho</p>  <p data-bbox="296 1072 855 1115"> <a href="http://www.netkam.com/i/bergara/hiztegia/letra/B?from=700">http://www.netkam.com/i/bergara/hiztegia/letra/B?from=700</a>  <a href="http://usuarios.lycos.es/rutasapie2/tosande/graficos/HELEBOR.gif">http://usuarios.lycos.es/rutasapie2/tosande/graficos/HELEBOR.gif</a> </p>	<p data-bbox="1054 761 1275 790">Semillas y vainas</p>
<p data-bbox="384 1120 764 1149">Cicuta, perejil lobuno, ceguda</p>  <p data-bbox="220 1440 924 1532"> <a href="http://www.geocities.com/riberan/FotosFlores/Cicuta_RN_Ene2002_c.jpg">http://www.geocities.com/riberan/FotosFlores/Cicuta_RN_Ene2002_c.jpg</a>  <a href="http://www.walkcarmarthenshire.com/art/uploaded/webres%205.6.04.DSCN6309%20Hemlock%20Conium%20maculatum%20E%20of%20Langadog%20SN725297.JPG">http://www.walkcarmarthenshire.com/art/uploaded/webres%205.6.04.DSCN6309%20Hemlock%20Conium%20maculatum%20E%20of%20Langadog%20SN725297.JPG</a> </p>	<p data-bbox="1015 1120 1315 1149">Todas las partes, Raíces</p>

Planta

Parte de la Planta

Beleño



[weeds.hotmeal.net/weeds/Black\\_Henbane.jpg](http://weeds.hotmeal.net/weeds/Black_Henbane.jpg)

Todas las partes

Acebo



<http://cuentacuenta.files.wordpress.com/2006/12/acebo.jpg>

Hojas y bayas

Castaño de indias



[www.fitoterapia.net](http://www.fitoterapia.net), [fichas.infojardin.com](http://fichas.infojardin.com)  
<http://www.espacionatural.com/4images/data/media/6/Florescencia-de-castanyer.jpg>

Todas las partes

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="491 320 584 349" style="text-align: center;"><b>Jacinto</b></p>  <p data-bbox="288 853 786 875"><a href="http://fichas.infojardin.com/foto-bulbosas/hyacinthus-2.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-bulbosas/hyacinthus-2.jpg</a></p>	<p data-bbox="983 320 1273 349" style="text-align: center;">Bulbos, follaje y flores</p>
<p data-bbox="475 880 600 909" style="text-align: center;"><b>Hortensia</b></p>  <p data-bbox="272 1429 802 1451"><a href="http://www.valdeorras.com/natural/data/media/4/Hortensia.jpg">http://www.valdeorras.com/natural/data/media/4/Hortensia.jpg</a></p>	<p data-bbox="1026 880 1230 909" style="text-align: center;">Todas las partes</p>
<p data-bbox="515 1456 560 1485" style="text-align: center;"><b>Iris</b></p>  <p data-bbox="252 1821 826 1843"><a href="http://aggie-horticulture.tamu.edu/county/smith/media/Iris%202.jpg">http://aggie-horticulture.tamu.edu/county/smith/media/Iris%202.jpg</a></p>	<p data-bbox="938 1456 1318 1485" style="text-align: center;">Bulbos, retoños, follaje, flores</p>
<p data-bbox="496 1848 579 1877" style="text-align: center;"><b>Hiedra</b></p>	<p data-bbox="1038 1848 1217 1877" style="text-align: center;">Follaje y fruta</p>

Planta	Parte de la Planta
<p>Arisema, Cebolla de pantano; Dragón pardo; Nabo de la India; Rabiacana; Nabo salvaje</p>  <p>www.howardgitelson.com  <a href="http://canalphotos.org/11-4_canal_jack-in-pulpit_berry3PSrz.jpg">http://canalphotos.org/11-4_canal_jack-in-pulpit_berry3PSrz.jpg</a></p>	<p>Raíces</p>
<p>Jazmín común, Jazmín morisco, Jazmín blanco, Jazminero, Jazmín de verano, Jazmín oficial</p>  <p><a href="http://redescolar.ilce.edu.mx/redescolar/publicaciones/publi_reinos/flora/jazmin/jazmin1-1.jpg">http://redescolar.ilce.edu.mx/redescolar/publicaciones/publi_reinos/flora/jazmin/jazmin1-1.jpg</a></p>	<p>Follaje, flores, néctar, baya</p>
<p>Jazmín estrella</p>  <p><a href="http://pics.davesgarden.com/pics/pdb_Thaumatargist_2003-06-03_1054668243906.jpg">http://pics.davesgarden.com/pics/pdb_Thaumatargist_2003-06-03_1054668243906.jpg</a></p>	<p>Follaje y flores</p>
<p>Jatropha</p>	<p>Semillas y savia</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="277 320 767 387">Tomate enano, Tomatillo de Jerusalén, Capsicastro</p>  <p data-bbox="220 707 826 757"><a href="http://www.pflanzenliebe.de/innen/floragalerie_mittel/zimmerpflanzen_mittel/korallenbaeumchen/korallenbaeumchen2.jpg">http://www.pflanzenliebe.de/innen/floragalerie_mittel/zimmerpflanzen_mittel/korallenbaeumchen/korallenbaeumchen2.jpg</a></p>	<p data-bbox="1018 320 1209 353">Follaje y frutas</p>
<p data-bbox="225 761 818 862">Estramonio, floripón, burladora, chamico, hierba del Diablo, hierba hedionda, higuera del infierno</p>  <p data-bbox="245 1184 799 1256"><a href="http://www.bakker-es.com/images/Catalog/normal/large/1824.jpg">http://www.bakker-es.com/images/Catalog/normal/large/1824.jpg</a> <a href="http://blog.sekano.org/wp-content/uploads/2006/12/datura-estramonio.jpg">http://blog.sekano.org/wp-content/uploads/2006/12/datura-estramonio.jpg</a></p>	<p data-bbox="970 761 1257 795">Follaje, flores y vainas</p>
<p data-bbox="432 1261 612 1294">Pasto Johnson</p>  <p data-bbox="331 1753 713 1774"><a href="http://www.ahdf.org/Plants/JohnsonGrass.jpg">http://www.ahdf.org/Plants/JohnsonGrass.jpg</a></p>	<p data-bbox="879 1261 1347 1328">Todas las partes cuando se encuentra estresado (heladas, pisoteado)</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="331 320 726 349">Laurel de oveja, Mata corderos</p>  <p data-bbox="236 734 826 779"><a href="http://bp2.blogger.com/_wlc0fzNw7q4/RrytCrnK-dI/AAAAAAAAA-k/MXyalgjYY8/s1600/LASUREL%3D2.JPG">http://bp2.blogger.com/_wlc0fzNw7q4/RrytCrnK-dI/AAAAAAAAA-k/MXyalgjYY8/s1600/LASUREL%3D2.JPG</a></p>	<p data-bbox="1075 320 1166 349">Follaje</p>
<p data-bbox="309 784 748 813">Banderilla, Banderillas, Salvia roja</p>  <p data-bbox="236 1211 826 1256"><a href="http://fichas.infojardin.com/foto-perennes-anuales/salvia-splendens-flores.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-perennes-anuales/salvia-splendens-flores.jpg</a></p> <p data-bbox="236 1256 826 1279"><a href="http://hflp.sdstate.edu/ho311/outdoor_images/Salvia-splendens-close.JPG">http://hflp.sdstate.edu/ho311/outdoor_images/Salvia-splendens-close.JPG</a></p>	<p data-bbox="895 784 1345 813">Flores, follaje, especialmente bayas</p>
<p data-bbox="228 1283 834 1312">Laurel común, laurel europeo o laurel de cocina</p>  <p data-bbox="236 1720 826 1765"><a href="http://www.ruhr-uni-bochum.de/boga/html/Laurus.nobilis.ho1.jpg">http://www.ruhr-uni-bochum.de/boga/html/Laurus.nobilis.ho1.jpg</a></p> <p data-bbox="236 1765 826 1787"><a href="http://www.arbolesornamentales.com/Laurusnobi.jpg">http://www.arbolesornamentales.com/Laurusnobi.jpg</a></p>	<p data-bbox="1018 1283 1222 1312">Todas las partes</p>

Planta	Parte de la Planta
<p>Lirio de los valles, Convalaria, Lirio del valle, Muguet, Muguetes</p>  <p><a href="http://www.british-wild-flowers.co.uk/00%20John%20Crellin/Lily-of-the-Valley.jpg">http://www.british-wild-flowers.co.uk/00%20John%20Crellin/Lily-of-the-Valley.jpg</a></p>	<p>Follaje y flores</p>
<p>Lobelia</p>  <p><a href="http://www.em.ca/garden/lobelia_erinus_riviera_blue_splash2.JPG">http://www.em.ca/garden/lobelia_erinus_riviera_blue_splash2.JPG</a></p>	<p>Todas las partes</p>
<p>Hierba loca</p>  <p><a href="http://www.nps.gov/archive/arch/flowers/Pink_flowers/Al_Schneider_Pink_flowers/Fabaceae_Astragalus_mollissimus1.jpg">http://www.nps.gov/archive/arch/flowers/Pink_flowers/Al_Schneider_Pink_flowers/Fabaceae_Astragalus_mollissimus1.jpg</a>  <a href="http://www.swcoloradowildflowers.com/Pink%20Enlarged%20Photos/5asmo7.jpg">http://www.swcoloradowildflowers.com/Pink%20Enlarged%20Photos/5asmo7.jpg</a></p>	<p>Todas las partes</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="245 322 813 387">Robinia, Falsa acacia, Acacia blanca, Acacia bastarda.</p>  <p data-bbox="320 848 738 869"><a href="http://www.nps.gov/plants/ALIEN/fact/rops1.htm">http://www.nps.gov/plants/ALIEN/fact/rops1.htm</a></p>	<p data-bbox="1018 322 1220 353">Todas las partes</p>
<p data-bbox="368 875 691 907">Lupin, Lupino, Altramuz</p>  <p data-bbox="285 1274 770 1339"> <a href="http://eljardin.info/images/lupino%2002_small1.jpg">http://eljardin.info/images/lupino%2002_small1.jpg</a>  <a href="http://morningnoonandnight.files.wordpress.com/2007/08/lupin.jpg?w=143&amp;h=150">http://morningnoonandnight.files.wordpress.com/2007/08/lupin.jpg?w=143&amp;h=150</a> </p>	<p data-bbox="970 875 1268 907">Semilla, retoños, follaje</p>
<p data-bbox="459 1346 600 1377">Marihuana</p>  <p data-bbox="296 1744 759 1765"><a href="http://www.feuerwehr-weblog.de/stefan/marihuana.jpg">http://www.feuerwehr-weblog.de/stefan/marihuana.jpg</a></p>	<p data-bbox="1018 1346 1220 1377">Todas las partes</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="280 322 775 353">Podófilo, Podofilio, manzanas de mayo</p>  <p data-bbox="225 790 833 929"> <a href="http://www.billcasselman.com/mayapple_flower.jpg">http://www.billcasselman.com/mayapple_flower.jpg</a>  <a href="http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/e/e3/Mayapple_Podophylum_peltatum_Leaf_2150px.jpg/648px-Mayapple_Podophylum_peltatum_Leaf_2150px.jpg">http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/e/e3/Mayapple_Podophylum_peltatum_Leaf_2150px.jpg/648px-Mayapple_Podophylum_peltatum_Leaf_2150px.jpg</a>  <a href="http://www.cloudland.net/June03Journal/6113-2203mayapple.jpg">http://www.cloudland.net/June03Journal/6113-2203mayapple.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1083 322 1153 353">Fruta</p>
<p data-bbox="480 936 576 967">Mezcal</p>  <p data-bbox="309 1229 748 1249"> <a href="http://www.discovermx.com/_borders/donaen28.jpg">http://www.discovermx.com/_borders/donaen28.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1016 936 1220 967">Todas las partes</p>
<p data-bbox="245 1256 810 1323">Manzanilla de la muerte, Árbol de la muerte, Manzanillo de playa</p>  <p data-bbox="248 1756 807 1861"> <a href="http://www.caycompass.com/cgi-bin/CFPnews.cgi?ID=1018486">http://www.caycompass.com/cgi-bin/CFPnews.cgi?ID=1018486</a>  <a href="http://www.acguanacaste.ac.cr/paginas_especie/plantae_online/magnoliophyta/euphorbiaceae/hippomane_mancinella/h_mancinella17feb00/h_mancinella17feb00.html">http://www.acguanacaste.ac.cr/paginas_especie/plantae_online/magnoliophyta/euphorbiaceae/hippomane_mancinella/h_mancinella17feb00/h_mancinella17feb00.html</a> </p>	<p data-bbox="1016 1256 1220 1288">Todas las partes</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="260 320 762 387">Algodoncillo, Flor de sangre, Platanillo, Asclepias</p>  <p data-bbox="220 663 805 734"> <a href="http://www.floradecanarias.com/imagenes/asclepias_curassavica2.jpg">http://www.floradecanarias.com/imagenes/asclepias_curassavica2.jpg</a>  <a href="http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/asclepias-curassavica-flor-sangre-platanillo.htm">http://fichas.infojardin.com/perennes-anuales/asclepias-curassavica-flor-sangre-platanillo.htm</a> </p>	<p data-bbox="1058 320 1150 349">Follaje</p>
<p data-bbox="448 739 579 768">Muérdago</p>  <p data-bbox="260 1106 767 1153"> <a href="http://www.elalmanaque.com/navidad/images/muerdago.jpg">http://www.elalmanaque.com/navidad/images/muerdago.jpg</a>  <a href="http://terilla.iespana.es/imagenes/muerdago%5B1%5D.jpg">http://terilla.iespana.es/imagenes/muerdago%5B1%5D.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1007 739 1201 768">Follaje y bayas</p>
<p data-bbox="309 1158 719 1187">Flor mocasin, Zapatilla de dama</p>  <p data-bbox="228 1496 798 1568"> <a href="http://www.sawbill.com/old_newsletter_images/lady_slipper.jpg">http://www.sawbill.com/old_newsletter_images/lady_slipper.jpg</a>  <a href="http://www.geocities.com/amcwalks/images/nature/BreakheartRes-Ladyslipper-6-2-02-JB.jpg">http://www.geocities.com/amcwalks/images/nature/BreakheartRes-Ladyslipper-6-2-02-JB.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1007 1158 1201 1187">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="373 1576 655 1606">Celindo, Falso jazmín</p>  <p data-bbox="248 1912 777 1928"> <a href="http://www.cambridge2000.com/gallery/images/P6247299.jpg">http://www.cambridge2000.com/gallery/images/P6247299.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1007 1576 1201 1606">Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="494 324 630 347">Moonseed</p>  <p data-bbox="215 907 901 952"> <a href="http://oczarjk.pl/zdjecia/miesiecznik_kanadyjski_menispermum_canadense03.jpg">http://oczarjk.pl/zdjecia/miesiecznik_kanadyjski_menispermum_canadense03.jpg</a>  <a href="http://www.illinoiswildflowers.info/savanna/photos/moonseed1.jpg">http://www.illinoiswildflowers.info/savanna/photos/moonseed1.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1109 324 1189 347">Bayas</p>
<p data-bbox="231 963 893 1030">Gloria de la mañana, manto de María, don Diego de día, campanilla morada</p>  <p data-bbox="239 1321 885 1388"> <a href="http://es.wikipedia.org/wiki/Imagen:Ipomoea_purpurea1.jpg">http://es.wikipedia.org/wiki/Imagen:Ipomoea_purpurea1.jpg</a>  <a href="http://vtgrec.ifas.ufl.edu/pages/Morning%20Glory-VT-Sp02/241plant-VT-Sp02.jpg">http://vtgrec.ifas.ufl.edu/pages/Morning%20Glory-VT-Sp02/241plant-VT-Sp02.jpg</a> </p>	<p data-bbox="997 963 1300 996">Follaje, flores y semillas</p>
<p data-bbox="422 1400 694 1422">Laurel de la montaña</p>  <p data-bbox="247 1803 869 1825"> <a href="http://www.netstate.com/states/symb/flowers/images/mountain_laurel.jpg">http://www.netstate.com/states/symb/flowers/images/mountain_laurel.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1005 1400 1292 1433">Hojas tiernas y retoños</p>
<p data-bbox="375 1825 742 1859">Hongos silvestres venenosos</p>	<p data-bbox="1045 1825 1252 1859">Capucha y tallo</p>

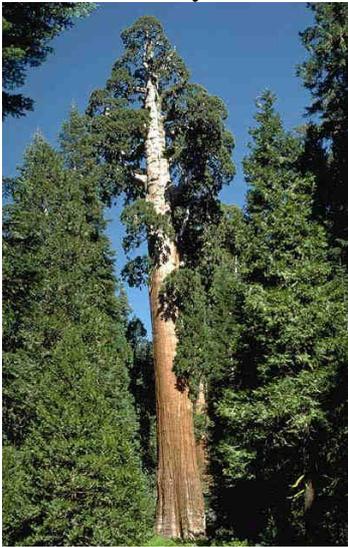
Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="379 320 703 349">Natal cherry solanum spp</p> <p data-bbox="480 356 603 385">Nectarina</p>  <p data-bbox="220 663 860 680"><a href="http://www.iac.sp.gov.br/Centros/Fruticultura/FRUTIFERAS/Nectarina.htm">http://www.iac.sp.gov.br/Centros/Fruticultura/FRUTIFERAS/Nectarina.htm</a></p>	<p data-bbox="1035 320 1225 349">Bayas y follaje</p> <p data-bbox="1082 356 1179 385">Semilla</p>
<p data-bbox="491 689 592 719">Tabaco</p>  <p data-bbox="248 1115 831 1158"><a href="http://www.dallasnews.com/sharedcontent/dws/fea/home/stories/DN-NHG_chores_1019liv.ART.State.Edition1.5163cc4.html">http://www.dallasnews.com/sharedcontent/dws/fea/home/stories/DN-NHG_chores_1019liv.ART.State.Edition1.5163cc4.html</a></p>	<p data-bbox="1042 689 1219 719">Hojas y flores</p>
<p data-bbox="501 1167 582 1196">Roble</p>  <p data-bbox="252 1440 828 1482"><a href="http://www.ingeba.euskalnet.net/argazkia/veget/imagen/robleus.htm">http://www.ingeba.euskalnet.net/argazkia/veget/imagen/robleus.htm</a> <a href="http://img482.imageshack.us/img482/800/5fs5.jpg">img482.imageshack.us/img482/800/5fs5.jpg</a></p>	<p data-bbox="1023 1167 1240 1196">Follaje y bellotas</p>
<p data-bbox="440 1491 643 1520">Adelfa, Baladre</p>  <p data-bbox="277 1787 804 1814"><a href="http://www.jardineria.pro/2007/06/page/4">http://www.jardineria.pro/2007/06/page/4</a></p>	<p data-bbox="991 1491 1272 1520">Follaje, ramas y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="443 315 555 344">Durazno</p>  <p data-bbox="341 629 659 651"><a href="http://www.grupoalta.com/img/durazno.jpg">www.grupoalta.com/img/durazno.jpg</a></p>	<p data-bbox="1035 315 1134 344">Semilla</p>
<p data-bbox="469 651 529 680">Pera</p>  <p data-bbox="264 1016 735 1037"><a href="http://www.bedri.es/Libreta_de_apuntes/P/PE/Pera.htm">http://www.bedri.es/Libreta_de_apuntes/P/PE/Pera.htm</a></p>	<p data-bbox="882 651 1289 680">Semillas (solo si son aplastadas)</p>
<p data-bbox="454 1037 544 1066">Peonia</p>  <p data-bbox="296 1346 703 1366"><a href="http://www.peonia.ch/graf/fiore-peonia_400.jpg">http://www.peonia.ch/graf/fiore-peonia_400.jpg</a></p>	<p data-bbox="991 1037 1179 1066">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="373 1366 624 1395">Menta-poleo, Poleo</p>  <p data-bbox="245 1738 754 1780"><a href="http://www.birdmom.net/WildflowersPurple/Pennyroyal.jpg">http://www.birdmom.net/WildflowersPurple/Pennyroyal.jpg</a> <a href="http://www.kraeuterei.de/shop/Poleiminze.jpg">www.kraeuterei.de/shop/Poleiminze.jpg</a></p>	<p data-bbox="991 1366 1179 1395">Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="320 315 722 349">Hierba doncella, Vincapervinca</p>  <p data-bbox="245 674 799 723"> <a href="http://www.viajoven.com/ligar/flores/imagenes/vincapervinca.jpg">http://www.viajoven.com/ligar/flores/imagenes/vincapervinca.jpg</a>  <a href="http://es.geocities.com/plantasantonio/vinca1.jpg">http://es.geocities.com/plantasantonio/vinca1.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1011 315 1214 349">Todas las partes</p>
<p data-bbox="368 723 675 757">Filodendro, Filodendron</p>  <p data-bbox="252 1055 791 1104"> <a href="http://www.elicriso.it/come-coltivare/filodendro/filodendro.htm">http://www.elicriso.it/come-coltivare/filodendro/filodendro.htm</a>  <a href="http://www.elicriso.it/.../filodendro/borsigiana.jpg">www.elicriso.it/.../filodendro/borsigiana.jpg</a> </p>	<p data-bbox="890 723 1337 757">Todas las partes (semillas y sabias)</p>
<p data-bbox="480 1104 563 1137">Clavel</p>  <p data-bbox="300 1503 746 1525"> <a href="http://seeds.thompson-morgan.com/pix/m/seeds/2/2784.jpg">seeds.thompson-morgan.com/pix/m/seeds/2/2784.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1011 1104 1214 1137">Todas las partes</p>
<p data-bbox="472 1525 571 1559">Ciruela</p>  <p data-bbox="300 1861 746 1883"> <a href="http://www.logroturismo.org/agenda/imagenes/Ciruela.jpg">www.logroturismo.org/agenda/imagenes/Ciruela.jpg</a> </p>	<p data-bbox="895 1525 1331 1559">Semillas (follaje puede ser tóxico)</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="518 315 689 344">Noche buena</p>  <p data-bbox="220 622 991 685"><a href="http://www.dfinitivo.com/archivos/2006/12/21/cuetlaxochitl-la-flor-de-noche-buena/">http://www.dfinitivo.com/archivos/2006/12/21/cuetlaxochitl-la-flor-de-noche-buena/</a></p>	<p data-bbox="1066 315 1326 344">Follaje, flores, savia</p>
<p data-bbox="497 689 710 719">Cicuta venenosa</p> <p data-bbox="497 725 710 754">Hiedra venenosa</p>  <p data-bbox="328 1061 879 1108"><a href="http://static.howstuffworks.com/gif/poison-ivy-1.jpg">static.howstuffworks.com/gif/poison-ivy-1.jpg</a> <a href="http://www.forestryimages.org/0008418/P. Wray/Iowa State University">www.forestryimages.org/0008418/P. Wray/Iowa State University</a></p>	<p data-bbox="1082 689 1310 719">Follaje y semillas</p> <p data-bbox="1098 725 1294 754">Follaje y frutas</p>
<p data-bbox="497 1108 710 1137">Roble Venenoso</p>  <p data-bbox="448 1476 762 1503"><a href="http://www.calpoison.org/public/poak3.jpg">www.calpoison.org/public/poak3.jpg</a></p>	<p data-bbox="1098 1108 1294 1137">Follaje y frutas</p>
<p data-bbox="480 1503 730 1532">Zumaque venenoso</p>  <p data-bbox="392 1848 815 1865"><a href="http://www.duke.edu/~cwcook/trees/tove4969.jpg">http://www.duke.edu/~cwcook/trees/tove4969.jpg</a></p>	<p data-bbox="1098 1503 1294 1532">Follaje y frutas</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="443 315 624 349"><b>Hierba carmín</b></p>  <p data-bbox="225 636 847 707"> <a href="http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/0/06/Phytolacca-americana-berries.JPG/450px-Phytolacca-americana-berries.JPG">http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/0/06/Phytolacca-americana-berries.JPG/450px-Phytolacca-americana-berries.JPG</a>  <a href="http://www.radfordpl.org/wildwood/today/images/Pokeweed_fruit_CK.jpg">http://www.radfordpl.org/wildwood/today/images/Pokeweed_fruit_CK.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1034 315 1214 349"><b>Raíces y fruta</b></p>
<p data-bbox="475 712 592 745"><b>Amapola</b></p>  <p data-bbox="341 1025 727 1055"> <a href="http://www.itchypixel.net/photos/amapola.jpg">http://www.itchypixel.net/photos/amapola.jpg</a> </p>	<p data-bbox="991 712 1257 745"><b>Excepto californiana</b></p>
<p data-bbox="501 1059 560 1093"><b>Papa</b></p>  <p data-bbox="264 1328 807 1375"> <a href="http://www.shismay.com/fotos/albums/userpics/10001/normal_Flor%20de%20papa%20maravilla%20dorada.jpg">http://www.shismay.com/fotos/albums/userpics/10001/normal_Flor%20de%20papa%20maravilla%20dorada.jpg</a> </p>	<p data-bbox="979 1059 1268 1093"><b>Retoños, follaje, yema</b></p>
<p data-bbox="432 1379 635 1413"><b>Ligustro alheña</b></p>  <p data-bbox="233 1715 834 1736"> <a href="http://www.geocities.com/riberan/Exoticas/Ligustro_RN_Ene2002.jpg">http://www.geocities.com/riberan/Exoticas/Ligustro_RN_Ene2002.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1082 1379 1166 1413"><b>Bayas</b></p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="491 320 584 349">Secoya</p>  <p data-bbox="261 896 813 920"><a href="http://www.planthogar.net/files/releases_pics/img00000228-1.jpg">http://www.planthogar.net/files/releases_pics/img00000228-1.jpg</a></p>	<p data-bbox="927 284 1331 387">Parte de la Planta La resina cuando la madera esta mojada</p>
<p data-bbox="459 920 616 949">Rododendro</p>  <p data-bbox="256 1290 818 1337"><a href="http://romundbenius.googlepages.com/rododendro_0909copiar.jpg">http://romundbenius.googlepages.com/rododendro_0909copiar.jpg</a> <a href="#">/rododendro_0909copiar-full.jpg</a></p>	<p data-bbox="1031 920 1225 949">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="480 1341 595 1370">Ruibarbo</p>  <p data-bbox="328 1816 746 1863"><a href="http://aquabiotech2.tripod.com/sitebuildercontent/sitebuilderpictures/ruibarbo.jpg">http://aquabiotech2.tripod.com/sitebuildercontent/ sitebuilderpictures/ruibarbo.jpg</a></p>	<p data-bbox="1046 1344 1209 1373">Hojas y tallo</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="233 322 844 387">Regaliz americano, abro, bugallón, chochitos de indio, peonía</p>  <p data-bbox="357 387 587 416">© TopTropicals.com</p>	<p data-bbox="991 322 1267 351">Follaje, flores y vaina</p>
<p data-bbox="485 815 592 844">Romero</p>  <p data-bbox="237 1178 836 1200"><a href="http://www.infojardin.net/galerias/albums/userpics/normal_romero.jpg">http://www.infojardin.net/galerias/albums/userpics/normal_romero.jpg</a></p>	<p data-bbox="959 815 1299 844">Follaje en algunas especies</p>
<p data-bbox="469 1207 608 1236">Cardo ruso</p>  <p data-bbox="408 1608 475 1626">© A. Iverro</p>  <p data-bbox="233 1906 844 1928"><a href="http://217.127.156.146/floresdealmeria/desierto/flora/images/flor277.jpg">http://217.127.156.146/floresdealmeria/desierto/flora/images/flor277.jpg</a></p> <p data-bbox="280 1928 796 1951"><a href="http://www.agf.gov.bc.ca/cropprot/weedguid/images/36a.jpg">http://www.agf.gov.bc.ca/cropprot/weedguid/images/36a.jpg</a></p>	<p data-bbox="948 1207 1310 1236">Follaje y partes en floración</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="533 282 635 349">Salvia</p>  <p data-bbox="319 913 865 936"><a href="http://www.nichegardens.com/images/plants/salvia_mainacht.jpg">http://www.nichegardens.com/images/plants/salvia_mainacht.jpg</a></p>	<p data-bbox="1011 318 1356 353">Follaje en algunas especies</p>
<p data-bbox="421 940 766 976">Salmonberry Zarza naranja</p>  <p data-bbox="351 1352 833 1375"><a href="http://static.wiredfool.com/wiredfool/CRW_4356-md.jpg">http://static.wiredfool.com/wiredfool/CRW_4356-md.jpg</a></p>	<p data-bbox="1085 940 1283 976">Follaje y frutas</p>
<p data-bbox="469 1379 718 1415">Pimpinela escarlata</p>  <p data-bbox="370 1827 817 1872"><a href="http://www.fireflyforest.com/flowers/images/orange/orange_08/Anagallis_arven_400.jpg">http://www.fireflyforest.com/flowers/images/orange/orange_08/Anagallis_arven_400.jpg</a></p>	<p data-bbox="1046 1379 1321 1415">Follaje, flores y fruta</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="347 322 782 351">Escobón, Hiniesta Blanca, Escoba</p>  <p data-bbox="301 645 831 689"> <a href="http://www.co.stevens.wa.us/weedboard/image_weeds/sb1.jpg">http://www.co.stevens.wa.us/weedboard/image_weeds/sb1.jpg</a>  <a href="http://www.donnan.com/images/Broom_Scotch.jpg">http://www.donnan.com/images/Broom_Scotch.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1098 322 1212 351">Semillas</p>
<p data-bbox="411 696 718 725">Col fétida, Colapestosa</p>  <p data-bbox="295 1043 834 1064"> <a href="http://www.geocities.com/insectpollinators/skunk.cab.web.s.jpg">http://www.geocities.com/insectpollinators/skunk.cab.web.s.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1109 696 1201 725">Raíces</p>
<p data-bbox="448 1070 681 1099">Cabeza de dragón</p>	<p data-bbox="1058 1070 1252 1099">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="237 1140 893 1211">Yuca pinchuda, Yuca pinchona, Bayoneta española, Izote</p>  <p data-bbox="314 1906 817 1946"> <a href="http://fichas.infojardin.com/foto-arbusto/yucca-aloifolia.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-arbusto/yucca-aloifolia.jpg</a>  <a href="http://okeechobee.ifas.ufl.edu/images/Yucca%20flower.jpg">http://okeechobee.ifas.ufl.edu/images/Yucca%20flower.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1058 1140 1252 1169">Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="448 322 667 351">Maíz de Ardilla</p>  <p data-bbox="300 804 831 824"><a href="http://ct-botanical-society.org/galleries/pics_d/dicentracana.jpg">http://ct-botanical-society.org/galleries/pics_d/dicentracana.jpg</a></p>	<p data-bbox="983 322 1329 351">Follaje, partes en floración,</p>
<p data-bbox="491 831 639 860">Pasto sudan</p>  <p data-bbox="276 1180 858 1200"><a href="http://agrkb.angrin.tlri.gov.tw/modules/icontent/index.php?page=564">http://agrkb.angrin.tlri.gov.tw/modules/icontent/index.php?page=564</a></p>	<p data-bbox="1054 831 1257 860">Todas las partes</p>
<p data-bbox="236 1207 895 1272">Estrella de belén, Leche de gallina, Leche de pájaro, Ornitógalo</p>  <p data-bbox="248 1700 882 1718"><a href="http://www.alkimiaesenciasflorales.com/catalog/images/estrelladebelen.jpg">http://www.alkimiaesenciasflorales.com/catalog/images/estrelladebelen.jpg</a></p>	<p data-bbox="978 1207 1334 1236">Follaje y partes en floración</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="373 315 794 387">Roció de sol, Drosera, Hierba de la gota, rosoli</p>  <p data-bbox="288 678 879 701"><a href="http://fichas.infojardin.com/foto-plantas-carnivoras/drosera-aliciae.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-plantas-carnivoras/drosera-aliciae.jpg</a></p>	<p data-bbox="1129 315 1222 349">Follaje</p>
<p data-bbox="475 701 692 734">Chicharos dulces</p>  <p data-bbox="360 1211 807 1261"><a href="http://fichas.infojardin.com/foto-hortalizas-verduras/pisum-sativum-guisantes-ver.jpg">http://fichas.infojardin.com/foto-hortalizas-verduras/pisum-sativum-guisantes-ver.jpg</a></p>	<p data-bbox="1134 701 1217 734">Tallos</p>
<p data-bbox="523 1261 644 1294">Tanaceto</p>  <p data-bbox="277 1648 890 1671"><a href="http://www.wildflowersofstrathclydepark.org.uk/Largepictures/tansy.jpg">http://www.wildflowersofstrathclydepark.org.uk/Largepictures/tansy.jpg</a></p>	<p data-bbox="1078 1261 1270 1294">Follaje y flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="518 320 647 349">Tiger lilly</p>  <p data-bbox="295 701 871 723"><a href="http://people.cs.uchicago.edu/~robby/flowers/normal/IMG_0452.jpg">http://people.cs.uchicago.edu/~robby/flowers/normal/IMG_0452.jpg</a></p>	<p data-bbox="1013 320 1334 383">Follaje, flores, semillas y vainas</p>
<p data-bbox="485 728 681 757">Linaria, pajarita</p>  <p data-bbox="220 1200 948 1245"><a href="http://www.portdown.org/images/ecology/f_dicots/common%20toadflax%200408%2003.jpg">http://www.portdown.org/images/ecology/f_dicots/common%20toadflax%200408%2003.jpg</a></p> <p data-bbox="357 1247 809 1267"><a href="http://weeds.hotmeal.net/weeds/Yellow_Toadflax.jpg">http://weeds.hotmeal.net/weeds/Yellow_Toadflax.jpg</a></p>	<p data-bbox="1129 728 1219 757">Follaje</p>
<p data-bbox="534 1272 635 1301">Tomate</p>  <p data-bbox="256 1709 911 1729"><a href="http://fichas.infojardin.com/hortalizas-verduras/tomate-tomatera-jitomate.htm">http://fichas.infojardin.com/hortalizas-verduras/tomate-tomatera-jitomate.htm</a></p>	<p data-bbox="1082 1272 1267 1301">Follaje y parra</p>

Planta

Parte de la Planta

Toyon



[http://www.lamerseeds.com/\\_graphics/\\_shrubs/\\_640/heteromeles\\_arbutifolia-640W.jpg](http://www.lamerseeds.com/_graphics/_shrubs/_640/heteromeles_arbutifolia-640W.jpg)

[http://www.californiagardens.com/images/Heteromeles\\_arbutifolia\\_c.jpg](http://www.californiagardens.com/images/Heteromeles_arbutifolia_c.jpg)

Baya

Ailanto, Árbol de los dioses, Falso barniz, Árbol del cielo, Barniz del Japón, Zumaque falso



<http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/8/84/Ailanthus-altissima.jpg>

Follaje y plantas en floración

Trilio



[http://www.netstate.com/states/symb/wildflowers/images/large\\_white\\_trillium.jpg](http://www.netstate.com/states/symb/wildflowers/images/large_white_trillium.jpg)

Follaje

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="256 320 823 421">Campsis, Enredadera de trompeta, Jazmín de Virginia, Bignonia roja, Trompeta trepadora, Trompetilla</p>  <p data-bbox="300 730 783 797"> <a href="http://www.hramornursery.com/images/TrumpetVine.jpg">http://www.hramornursery.com/images/TrumpetVine.jpg</a>  <a href="http://www.carrborocitizen.com/main/wp-content/uploads/2007/06/webken.jpg">http://www.carrborocitizen.com/main/wp-content/uploads/2007/06/webken.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1029 320 1235 349">Todas las partes</p>
<p data-bbox="491 801 592 831">Tulipán</p>  <p data-bbox="292 1234 791 1263"> <a href="http://www.flickr.com/photos/elmundeobici/1116606188/">http://www.flickr.com/photos/elmundeobici/1116606188/</a> </p>	<p data-bbox="987 801 1276 831">Bulbos, follaje y flores</p>
<p data-bbox="422 1267 660 1296">Plantas Carnívoras</p>  <p data-bbox="220 1718 791 1736"> <a href="http://www.equilibriocarnivorousplants.com/dionaea/dio_mus3.htm">http://www.equilibriocarnivorousplants.com/dionaea/dio_mus3.htm</a> </p>	<p data-bbox="995 1267 1268 1296">Follaje, funnel, flores</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="454 315 564 344">Verbena</p>  <p data-bbox="288 734 730 757"><a href="http://www.acgnursery.com/images/verbena-mix.jpg">http://www.acgnursery.com/images/verbena-mix.jpg</a></p>	<p data-bbox="1003 315 1195 344">Follaje y flores</p>
<p data-bbox="336 763 679 792">Arveja en todas sus formas</p> <p data-bbox="256 799 762 898">Enredadera Virginia Parra virgen, Viña virgen, Viña del Canadá, Enamorada del muro</p>  <p data-bbox="256 1361 762 1406"><a href="http://www.infojardin.com/fichas/trepadoras/parthenocissus-quinquefolia-parra-virgen-enamorada-muro.htm">http://www.infojardin.com/fichas/trepadoras/parthenocissus-quinquefolia-parra-virgen-enamorada-muro.htm</a></p>	<p data-bbox="991 763 1206 792">Semillas y vainas</p> <p data-bbox="943 799 1254 828">Follaje, semillas y vainas</p>
<p data-bbox="411 1413 608 1442">Cicuta acuática</p>  <p data-bbox="288 1823 730 1845"><a href="http://www.lodusemees.ce/aa/mi/000720aa031.jpg">http://www.lodusemees.ce/aa/mi/000720aa031.jpg</a></p>	<p data-bbox="1003 1413 1195 1442">Raíces y follaje</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="512 282 616 349">Capulín</p>  <p data-bbox="220 772 908 840"> <a href="http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/f/f0/Amerikaanse_vogelkers_bessen_Prunus_serotina.jpg/450px-Amerikaanse_vogelkers_bessen_Prunus_serotina.jpg">http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/f/f0/Amerikaanse_vogelkers_bessen_Prunus_serotina.jpg/450px-Amerikaanse_vogelkers_bessen_Prunus_serotina.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1051 315 1257 349">No especificado</p>
<p data-bbox="225 846 903 920">Angélica, Chirivía silvestre, Carlina, Ajonjera, Hierba del espíritu Santo, Hierba de los ángeles</p>  <p data-bbox="240 1552 887 1619"> <a href="http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/e/eb/Angelica_archangelica_litoralis_inf.jpg/800px-Angelica_archangelica_litoralis_inf.jpg">http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/e/eb/Angelica_archangelica_litoralis_inf.jpg/800px-Angelica_archangelica_litoralis_inf.jpg</a>  <a href="http://pics.davesgarden.com/pics/Dacooolest_1122986080_133.jpg">http://pics.davesgarden.com/pics/Dacooolest_1122986080_133.jpg</a> </p>	<p data-bbox="1054 846 1254 880">Raíces y follaje</p>

Planta	Parte de la Planta
<p data-bbox="336 320 794 349">Glicinia japonesa, Wistaria japonesa</p>  <p data-bbox="244 763 887 801"> <a href="http://www.beloblog.com/ProJo_Blogs/garden/wistaria_wisteriaseedcom.jpg">http://www.beloblog.com/ProJo_Blogs/garden/wistaria_wisteriaseedcom.jpg</a>  <a href="http://arboretum.sfasu.edu/plants/wisteriafrutescens/wisteria_Rosea.jpg">http://arboretum.sfasu.edu/plants/wisteriafrutescens/wisteria_Rosea.jpg</a> </p>	<p data-bbox="995 320 1316 349">Follaje, semillas y vainas</p>
<p data-bbox="421 808 708 837">Cardo estrella amarilla</p>  <p data-bbox="225 1205 906 1288"> <a href="http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/2b/Yellow_star_thistle.jpg/393px-Yellow_star_thistle.jpg">http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/2b/Yellow_star_thistle.jpg/393px-Yellow_star_thistle.jpg</a>  <a href="http://www.botanik.uni-karlsruhe.de/garten/fotos-hassler/Centaurea%20solstitialis%20BotKA%20F11.jpg">http://www.botanik.uni-karlsruhe.de/garten/fotos-hassler/Centaurea%20solstitialis%20BotKA%20F11.jpg</a> </p>	<p data-bbox="979 808 1332 837">Follaje y partes en floración</p>
<p data-bbox="533 1294 596 1323">Tejo</p>  <p data-bbox="225 1720 906 1760"> <a href="http://mx.wrs.yahoo.com/_ylt=Arvu_ZRW_9e2jnyT8RhnMSXO8Qt./SIG=11phi32ec/**http%3A/www.flickr.com/photos/finepixxler/1494708266/">http://mx.wrs.yahoo.com/_ylt=Arvu_ZRW_9e2jnyT8RhnMSXO8Qt./SIG=11phi32ec/**http%3A/www.flickr.com/photos/finepixxler/1494708266/</a> </p>	<p data-bbox="1107 1294 1203 1323">Follaje</p>

### Bibliografía

1. McArthur S. Wilkinson R. Meyer J. Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles. Ed. Blackwell Publishing Ltd Oxford U. K. 2004. Pp: 511-513
2. <http://www.ahdf.org/Toxic.htm>

## **Clasificación Taxonómica General de los Reptiles**

La clase reptilia esta compuesta por al menos 7,000 familias divididas en 3 ordenes:

1.- Cocodrilina: 23 especies

2.- Testudinata (Chelonia): 244 especies 2 subordenes

1) Pleurodira: tortugas de cuello lateral y tortugas cabeza de serpiente.

2) Cryptodira: tortugas terrestres, marinas, acuáticas y de concha blanda.

3.- Squamata: 4 subordenes

1) Lacertila: Saurios y lacértidos.

2) Serpentes (Ophidia): Serpientes.

3) Amphisbenia: Lagartijas con forma de gusano.

4) Sphenodontia: Tuatára.

### **Bibliografía**

1. Alderton D. Turtles and Tortoises of the World. Ed. Facts on File, Inc. New York, New York 2002.
2. Beyon H. P. Cooper E. J. Manual de Animales Exóticos. Ed. Ediciones S España 1999.
3. IMFAC, Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, Modulo V Reptiles, 2006-2007.
4. O'shea M. Halliday T. Manual de identificación Reptiles y Anfibios. Ed. Omega, S. A. Barcelona España 2001.
5. UNAM Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, División de Educación Continua. Curso Fisiología de los Reptiles y Algunas aplicaciones Prácticas, 2007.

## LAGARTOS

Los lagartos no son un grupo biológico natural, aunque suelen agruparse en el suborden Saurios del orden Escamosos, que también incluye a los ofidios y anfisbenios. Hay más de 3, 400 especie de saurios, las lagartijas habitan todas las islas y tierras continentales del mundo excepto la Antártida (IMFAC Curso Medicina Practica en Especies de Compañía No Convencionales, 2007; O'shea y Halliday, 2001).

Varían de aspecto y comportamiento. La mayoría tiene 4 patas bien desarrolladas, una cola larga y aberturas auditivas externas. Pero algunos tienen patas atrofiadas y otros carecen de ellas al igual que ofidios y anfisbenios (O'shea y Halliday, 2001).

No existen lagartos venenosos a excepción del Lagarto de cuentas (*Heloderma horridum*) y el Monstruo de Gila (*H. suspectum*). Pero la saliva del Dragón de Cómodo (*Varanus komodensis*) contiene bacterias que provocan una infección fatal. Y muchos otros lagartos de gran tamaño, tales como iguanas y varanos, pueden infligir dolorosas mordeduras. (O'shea y Halliday, 2001).

### CLASIFICACIÓN TAXONOMICA

Los lagartos se encuentran en el orden Squamata, junto con los subórdenes Ofidios y Anfisbenas. Los saurios cuentan con más de 3,750 especies vivas, probablemente son los reptiles vivos más extendidos y comunes. Comprenden el 95% de los reptiles actuales. 38 familias y unas 6.600 especies (Martín et al, 2004; O'shea y Halliday, 2001).

Se dividen en cuatro infraórdenes: Iguania, Gekkota, Scincomorpha y Anguinomorpha.

### SUPERORDEN LEPIDOSAURIA ORDEN SQUAMATA

#### SUBORDEN IGUANIA

Comprende a las iguanas, camaleones y agamas. Cuerpo relativamente corto, cuatro extremidades bien formadas. Vista aguda. Lengua grande. Párpados y aberturas auditivas externas. 3 familias.

1.-FAMILIA **Agamidae**: agamas. Dentición acrodonta (dientes sin alveolos, fusionados al borde de la mandíbula). En general ovíparas. No mudan la cola. Regiones tropicales del Viejo Mundo, excepto islas. 40 géneros, 325 especies.

\* **Agama arboricola de cabeza azul**, Blue Headed Blueheaded Southern Tree Agama, *Acanthocercus atricollis*, *A. cyanogaster*, *A. phillipsii* *A. trachypleurus*, *A. yemensis*, *A. zonurus*.



\* **Dragon cornudo de montaña**, Mountain Horned Dragons *Acanthosaura armata*; *A. capra*, *A. crucigera*, *A. lepidogaster*



\* **Lagarto arco-iris**, *Agama agama*, *A. aculeata*, *A. anchietae*, *A. armata*, *A. atra*, *A. bocourti*, *A. bottegi*, *A. boueti*, *A. Boulengeri*, *A. caudospinosa*, *A. cornii*, *A. doriae*, *A. etoshae*, *A. gracilimembris*, *A. hartmanni*, *A. hispida*, *A. impalearis*, *A. insularis*, *A. kirkii*, *A. mehelyi*, *A. montana*, *A. mossambica*, *A. mwanzae*, *A. paragama*, *A. persimilis*, *A. planiceps*, *A. robecchii*, *A. rueppelli*, *A. sankaranica*, *A. spinosa*, *A. weidholzi*



\* **Dragón Jacky**, Jacky Lizard *Amphibolurus muricatus*, *A. nobbi*, *A. norrisi*



\***Agama oscuro sin orejas**, Dusky Earless Agama, *Aphaniotis fusca*, *A. ornata*, *A. acutirostris*



<http://www.arbec.com.my/lizards/agamidae/gallery.php>

\***Agama terrestre de cola corta**, Hardwicke's Bloodsucker, Short Tail Ground Agama, *Brachysaura minor*



© 1997 Muhammad Sharif Khan

\***Lagarto verde crestado**, Green Crested Lizard, *Bronchocela cristatella*, *Bronchocela celebensis*, *B. danieli*, *Bronchocela hayeki*, *B. jubata*, *B. marmorata*, *B. smaragdina*



\*Laungwala Long-headed Lizard, *Bufoinceps laungwalaensis*



\***Dragón Mulga**, Mulga Dragón, *Caimanops amphiboluroides*



\* **Lagarto verde de jardín**, Changeable Lizard, Garden Fence Lizard, Oriental Garden Lizard, Green Garden Lizard, *Calotes calotes*, *C. bhutanensis*, *C. andamanensis*, *C. ceylonensis*, *C. ellioti*, *C. emma*, *C. grandisquamis*, *C. jerdoni*, *C. kingdonwardi*, *C. liocephalus*, *C. liolepis*, *C. maria*, *C. medogensis*, *C. mystaceus*, *C. nemoricola*, *C. nigrigularis*, *C. nigrilabris*, *C. nigriplicatus*, *C. rouxii*, *C. versicolor*



\***Lagarto de cuerno áspero**, **Lagarto de nariz áspera**, Rough-horn lizard, SriLankaHorned Agama, *Ceratophora aspera*, *C. erdeleni*, *C. karu*, *C. stoddartii*, *C. tennentii*



\***Dragón de cabeza ancha**, Swell-headed Dragon, Chameleon Dragon, *Chelosania brunnea*

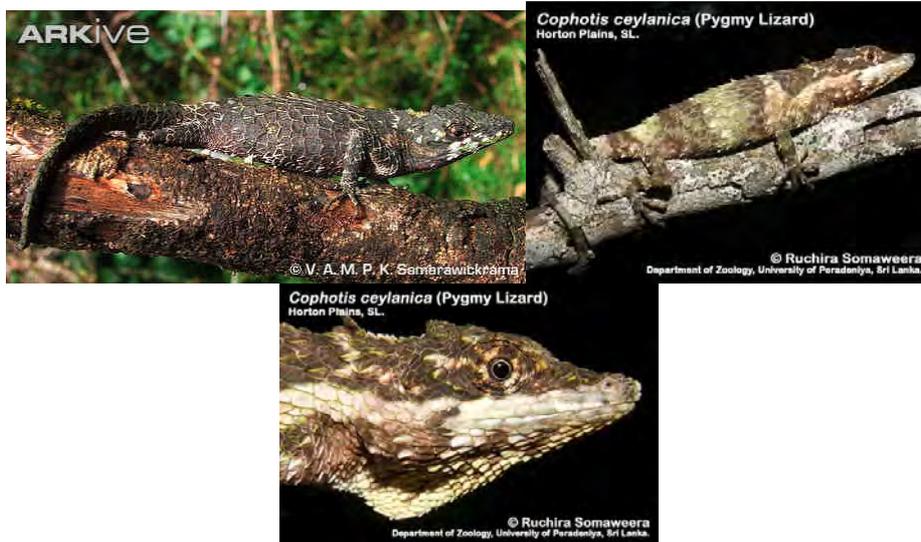


\***Clamidosaurio de King**, Frieled lizard, frillneck lizard *Chlamydosaurus kingie*



[http://farm3.static.flickr.com/2390/2426209790\\_c8871106f5.jpg?v=0](http://farm3.static.flickr.com/2390/2426209790_c8871106f5.jpg?v=0)

\***Lagarto pigmeo**, **Agama sordo de Ceylon**, Ceylon Deaf Agama, Pigmy lizard, *Cophotis ceylanica*



\*Bay Island Forest-lizard, *Coryphophylax subcristatus*



\*Gravel dragon, *Cryptagama aurita*



\* **Dragón de cola anillada**, Ring-tailed Dragon, *Ctenophorus caudicinctus*; *C. clayi*, *C. cristatus*, *Ctenophorus decresii*, *Ctenophorus femoralis*, *Ctenophorus fionni*, *Ctenophorus fordi*, *Ctenophorus gibba*, *Ctenophorus isolepis*, *Ctenophorus maculates*, *Ctenophorus maculosus*, *Ctenophorus mckenziei*, *Ctenophorus nuchalis*, *Ctenophorus ornatus*, *Ctenophorus pictus*, *Ctenophorus reticulatus*, *Ctenophorus rufescens*, *Ctenophorus salinarum*, *Ctenophorus scutulatus*, *Ctenophorus tjantjalka*, *Ctenophorus vадnappa*, *Ctenophorus yinnietharra*



\*Boulenger's Tree Agama, *Dendragama boulengeri*



\*Canegrass Dragon, *Diporiphora winneckei*; *Diporiphora albilabris*, *Diporiphora arnhemica*, *Diporiphora australis*, *Diporiphora bennettii*, *Diporiphora bilineata*, *Diporiphora convergens*, *Diporiphora lalliae*, *Diporiphora linga*, *Diporiphora magna*, *Diporiphora margaretae*, *Diporiphora pindan*, *Diporiphora reginae*, *Diporiphora superba*, *Diporiphora valens*



\***Dragón volador de barba negra**, Black-bearded Gliding Lizard, *Draco melanopogon*; *Draco affinis*, *Draco biaro*, *Draco bimaculatus*, *Draco blanfordii*, *Draco caerulhians*, *Draco cornutus*, *Draco cristatellus*, *Draco cyanopterus*, *Draco dussumieri*, *Draco fimbriatus*, *Draco guentheri*, *Draco haematopogon*, *Draco jareckii*, *Draco lineatus*, *Draco maculatus*, *Draco maximus*, *Draco mindanensis*, *Draco norvillii*, *Draco obscurus*, *Draco ornatus*, *Draco palawanensis*, *Draco quadrasi*, *Draco quinquefasciatus*, *Draco reticulatus*, *Draco spilopterus*, *Draco taeniopterus*, *Draco volans*



\* **Lagarto crestado de Borneo**, Borneon Crested Lizard, *Gonocephalus bellii*; *Gonocephalus beyschlagi*, *Gonocephalus borneensis*, *Gonocephalus chamaeleontinus*, *Gonocephalus doriae*, *Gonocephalus grandis*, *Gonocephalus interruptus*, *Gonocephalus klossi*, *Gonocephalus kuhlii*, *Gonocephalus lacunosus*, *Gonocephalus liogaster*, *Gonocephalus megalepis*, *Gonocephalus mjoebergi*, *Gonocephalus robinsonii*, *Gonocephalus semperi*, *Gonocephalus sophiae*



\* **Sumatra Nose-horned Lizard**, *Harpesaurus beccarii*, *Harpesaurus borneensis*, *Harpesaurus ensicauda*, *Harpesaurus thescelorrhinos*, *Harpesaurus tricinctus*



\* **Dragón de Vela, Hidrosaurio Crestado Filipino**, Sailfin lizard, *Hydrosaurus pustulatus*; *Hydrosaurus amboinensis*, *Hydrosaurus weberi*



\**Hypsilalotes kinabaluensis*

\*Angle-headed forest dragon, *Hypsilurus auritus*, *Hypsilurus binotatus*, *Hypsilurus boydii*, *Hypsilurus bruijni*, *Hypsilurus dilophus*, *Hypsilurus geelvinkianus*, *Hypsilurus godeffroyi*, *Hypsilurus modestus*, *Hypsilurus nigrigularis*, *Hypsilurus papuensis*, *Hypsilurus schoedei*, *Hypsilurus schultzei*, *Hypsilurus spinipes*



\* **Lagarto de Montaña de Anderson's**, Anderson's Mountain lizard, Anderson's japalure, *Japalura andersoniana*, *Japalura brevipes*, *Japalura chapaensis*, *Japalura dymondi*, *Japalura fasciata*, *Japalura flaviceps*, *Japalura grahami*, *Japalura hamptoni*, *Japalura kaulbacki*, *Japalura kumaonensis*, *Japalura luei*, *Japalura major*, *Japalura makii*, *Japalura micangshanensis*, *Japalura planidorsata*, *Japalura polygonata*, *Japalura sagittifera*, *Japalura splendida*, *Japalura swinhonis*, *Japalura tricarinata*, *Japalura varcoae*, *Japalura variegata*, *Japalura yunnanensis*



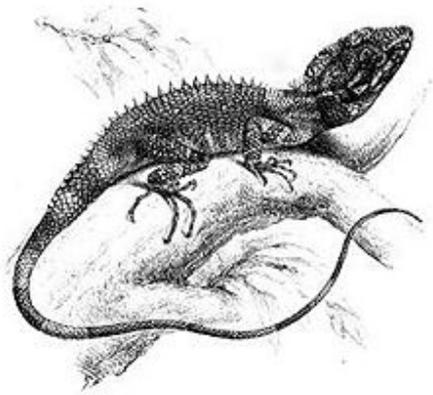
\* **Agama caucásico**, Caucasian Agama, *Laudakia caucasia*; *Laudakia adramitanus*, *Laudakia agrorensis*, *Laudakia atricollis*, *Laudakia badakhshana*, *Laudakia bochariensis*, *Laudakia dayana*, *Laudakia erythrogastra*, *Laudakia himalayana*, *Laudakia kirmanensis*, *Laudakia lehmanni*, *Laudakia melanura*, *Laudakia microlepis*, *Laudakia nupta*, *Laudakia nuristanica*, *Laudakia pakistanica*, *Laudakia papenfussi*, *Laudakia sacra*, *Laudakia stellio*, *Laudakia stoliczkana*, *Laudakia tuberculata*, *Laudakia wui*



\* **Lagarto mariposa**, Butterfly Lizard, *Leiolepis belliana*; *Leiolepis boehmei*, *Leiolepis guentherpetersi*, *Leiolepis guttata*, *Leiolepis peguensis*, *Leiolepis reevesii*, *Leiolepis triploida*



\***Lagarto crestado**, Crested Lizard, *Lophocalotes ludekingi*



<http://en.wikipedia.org/wiki/Lophocalotes>

\* **Dragón acuático de nariz larga**, Long-nosed Dragon, *Lophognathus longirostris*, *Lophognathus gilberti*, *Lophognathus maculilabris*, *Lophognathus temporalis*



\***Lagarto cabeza de Lira**, Lyre Head Dragon, Hump-nosed Lizard, *Lyriocephalus scutatus*



\*Abor Hills Agama, *Mictopholis austeniana*



\* **Moloch**, diablo espinoso, diablillo espinoso australiano, Thorny Devil Lizard, *Moloch horridus*



\**Oreodeira gracilipes*

\*Small Forest Lizard, *Oriocalotes paulus*

\* Indian Kangaroo Lizard, *Otocryptis beddomii*; *Otocryptis wiegmanni*



[http://en.wikipedia.org/wiki/Otocryptis\\_beddonii](http://en.wikipedia.org/wiki/Otocryptis_beddonii)

\***Agama verde de montaña**, Green Mountain Agama, *Phoxophrys cephalum*, *P. borneensis*, *P. nigrilabris*



\***Lagarto cabeza de sapo de cola negra**, Black Tailed Toad Agama, *Phrynocephalus maculatus*, *Phrynocephalus affinis*, *Phrynocephalus albolineatus* *Phrynocephalus alticola* *Phrynocephalus arabicus* *Phrynocephalus arcellazzii* *Phrynocephalus axillaris* *Phrynocephalus birulai* *Phrynocephalus clarkorum* *Phrynocephalus elegans* *Phrynocephalus euptilopus* *Phrynocephalus forsythii* *Phrynocephalus frontalis* *Phrynocephalus geckoides* *Phrynocephalus golubewii* *Phrynocephalus guttatus* *Phrynocephalus helioscopus* *Phrynocephalus hongyuanensis* *Phrynocephalus interscapularis* *Phrynocephalus lidskii* *Phrynocephalus luteoguttatus* *Phrynocephalus melanurus* *Phrynocephalus moltschanowi* *Phrynocephalus mystaceus* *Phrynocephalus nasatus* *Phrynocephalus ornatus* *Phrynocephalus parvulus* *Phrynocephalus parvus* *Phrynocephalus przewalskii* *Phrynocephalus pylzowi* *Phrynocephalus raddei* *Phrynocephalus reticulatus* *Phrynocephalus roborowskii* *Phrynocephalus rossikowi* *Phrynocephalus salenskyi* *Phrynocephalus scutellatus* *Phrynocephalus sogdianus* *Phrynocephalus steindachneri* *Phrynocephalus strauchi* *Phrynocephalus theobaldi* *Phrynocephalus versicolor* *Phrynocephalus vlangalii* *Phrynocephalus zetanensis*



\***Dragón de agua asiático** Water dragon *Physignathus cocincinus*, *Physignathus lesueurii*



\* **Dragón barbado** Bearded dragon *Pogona vitticeps*, *Pogona barbata*, *Pogona henrylawsoni*, *Pogona microlepidota*, *Pogona minima*, *Pogona minor*, *Pogona nullarbor*



[www.gherp.com/gallery/new/redjuv2.jpg](http://www.gherp.com/gallery/new/redjuv2.jpg), [http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f8/Pogona\\_vitticeps\\_young.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f8/Pogona_vitticeps_young.jpg)

\* **Blanfords Rock Agama**, *Psammophilus blanfordanus*, *Psammophilus dorsalis*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/8/83/Blanford%27s\\_Rock\\_Agama\\_Psammophilus\\_blanfordanus\\_in\\_Hyderabad%2C\\_A\\_P\\_W\\_IMG\\_8018.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/8/83/Blanford%27s_Rock_Agama_Psammophilus_blanfordanus_in_Hyderabad%2C_A_P_W_IMG_8018.jpg)

\* Vietnam False Bloodsucker, *Pseudocalotes brevipes*, *Pseudocalotes dringi*, *Pseudocalotes flavigula*, *Pseudocalotes floweri*, *Pseudocalotes microlepis*, *Pseudocalotes poilani*, *Pseudocalotes saravacensis*, *Pseudocalotes sumatrana*, *Pseudocalotes tympanistriga*

\* **Agama azul del Sinaí**, Sinai Blue Agama, Sinai Agama, *Pseudotrapelus sinaitus*



\* Green Fan-throated lizard, *Ptyctolaemus gularis*, *Ptyctolaemus phuwuanensis*



\* Heath Dragon, *Rankinia adelaidensis*, *Rankinia diemensis*



<http://members.iinet.net.au/~bush/adel.gif>

\* Anaimalai Spiny Lizard, *Salea anamallayana*, *Salea gularis*, *Salea horsfieldii*, *Salea kakkienensis*



\* Fan Throated Lizard, *Sitana ponticeriana*, *Sitana fusca*, *Sitana sivalensis*



\**Thaumatorhynchus brooksi*

\* Brilliant Ground Agama, *Trapelus agilis*, *Trapelus blanfordi*, *Trapelus flavimaculatus*, *Trapelus jayakari*, *Trapelus megalonyx*, *Trapelus microtympanum*, *Trapelus mutabilis*, *Trapelus pallidus*, *Trapelus persicus*, *Trapelus rubrigularis*, *Trapelus ruderatus*, *Trapelus sanguinolentus*, *Trapelus savignii*, *Trapelus tournevillei*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/0/0e/Trapelus\\_agilis\\_UZB.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/0/0e/Trapelus_agilis_UZB.jpg)

\* Flattened Earless Dragon, *Tympanocryptis cephalus*, *Tympanocryptis intima*, *Tympanocryptis lineate*, *Tympanocryptis parviceps*, *Tympanocryptis tetraporophora*, *Tympanocryptis uniformis*



<http://i.pbase.com/u26/northqueenslandphotos/large/43544958.Tympanocryptiscephalus3small.jpg>

\* **Lagarto egipcio de cola espinosa** Egyptian Spiny tailed lizard *Uromastyx aegyptius*, *Uromastyx acanthinura*, *Uromastyx asmussi*, *Uromastyx benti*, *Uromastyx hardwickii*, *Uromastyx leptieni*, *Uromastyx loricata*, *Uromastyx maliensis*, *Uromastyx occidentalis*, *Uromastyx ocellata*, *Uromastyx princeps*, *Uromastyx thomasi*



[http://www.jphoto.dk/animal\\_archive/uromastyx\\_aegyptius\\_02\\_x.jpg](http://www.jphoto.dk/animal_archive/uromastyx_aegyptius_02_x.jpg)

<http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/5/58/Egyptian.spiny.tail.lizard.arp.jpg/800px-Egyptian.spiny.tail.lizard.arp.jpg>

\* Turnip Tailed False Uromastyx, *Xenagama batillifera*, *Xenagama taylori*



SUBFAMILIA **Agaminae**

SUBFAMILIA **Leiolepinae**

2.- FAMILIA **Chamaeleonidae**: camaleones. Cola prensil no mudable, ojos bulbosos de movimiento independiente. Dedos parcialmente fusionados y oponibles. Lengua larga protráctil, que utilizan para capturar presas. Dentición acrodonta (dientes sin alveolos, fusionados al borde de la mandíbula). Cambian de color para camuflarse. Africa (excepto Sahara), Península Ibérica y sur de Asia. 6 géneros, 128 especies.

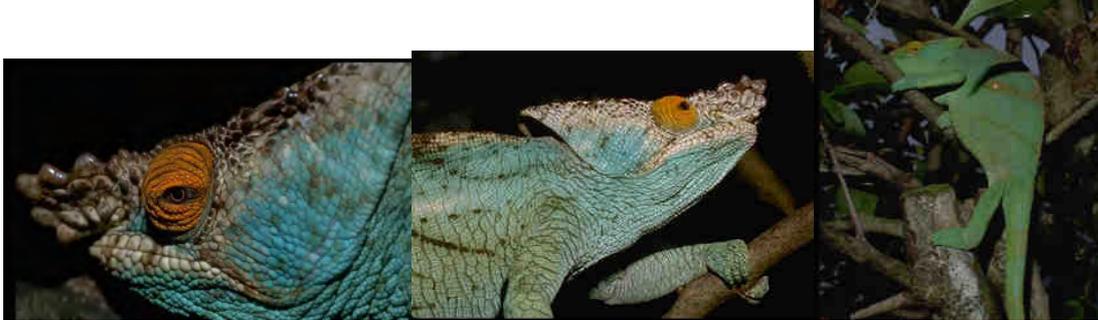
\***Camaleón enano de capa**, Cape Dwarf Chameleon, *Bradypodion pumilum*; *Bradypodion adolfifriederici*, *Bradypodion caffrum*, *Bradypodion carpenteri*, *Bradypodion damaranum*, *Bradypodion dracomontanum*, *Bradypodion excubitor*, *Bradypodion fischeri*, *Bradypodion gutturale*, *Bradypodion karrooicum*, *Bradypodion melanocephalum*, *Bradypodion mlanjense*, *Bradypodion nemorale*, *Bradypodion occidentale*, *Bradypodion oxyrhinum*, *Bradypodion setaroi*, *Bradypodion spinosum*, *Bradypodion taeniabronchum*, *Bradypodion tavetanum*, *Bradypodion tenue*, *Bradypodion thamnobates*, *Bradypodion transvaalense*, *Bradypodion uthmoelleri*, *Bradypodion ventrale* *Bradypodion xenorhinum*



\* **Camaleón enano**, Dwarf chameleon *Brookesia* spp., *Brookesia ambreensis*, *Brookesia antakarana*, *Brookesia bekolosy*, *Brookesia betschi*, *Brookesia bonsi*, *Brookesia brygooi*, *Brookesia decaryi*, *Brookesia dentate*, *Brookesia ebenau*, *Brookesia exarmata*, *Brookesia griveaudi*, *Brookesia karchei*, *Brookesia lambertoni*, *Brookesia lineate*, *Brookesia lolontany*, *Brookesia minima*, *Brookesia nasus*, *Brookesia perarmata*, *Brookesia peyrierasi*, *Brookesia stumpffi*, *Brookesia superciliaris*, *Brookesia therezieni*, *Brookesia thieli*, *Brookesia tuberculata*, *Brookesia vadoni*, *Brookesia valerieae*



\* **Camaleón de Parson's**, Parson's chameleon; *Calumma parsonii*, *Calumma andringitraensis*, *Calumma boettgeri*, *Calumma brevicornis*, *Calumma capuroni*, *Calumma cucullata*, *Calumma fallax*, *Calumma furcifer*, *Calumma gallus*, *Calumma gastrotaenia*, *Calumma glawi*, *Calumma globifer*, *Calumma guibei*, *Calumma guillaumeti*, *Calumma hilleniusi*, *Calumma linota*, *Calumma malthe*, *Calumma marojezensis*, *Calumma nasuta*, *Calumma oshaughnessyi*, *Calumma peyrierasi*, *Calumma tigris*, *Calumma tsaratananensis*



\* **Camaleón Vela** Veiled chameleon *Chamaeleo calyptratus*, *Chamaeleo pardales* (Camaleón pantera), *Chamaeleo jacksoni* (Camaleón de Jackson), *Chamaeleo affinis*, *Chamaeleo africanus*, *Chamaeleo anchietae*, *Chamaeleo arabicus*, *Chamaeleo balebicornatus*, *Chamaeleo bitaeniatus*, *Chamaeleo calcaricarens*, *Chamaeleo camerunensis*, *Chamaeleo chamaeleon*, *Chamaeleo chapini*, *Chamaeleo conirostratus*, *Chamaeleo cristatus*, *Chamaeleo deremensis*, *Chamaeleo dilepis*, *Chamaeleo eisentrauti*, *Chamaeleo ellioti*, *Chamaeleo etiennei*, *Chamaeleo feae*, *Chamaeleo fuelleborni*, *Chamaeleo goetzei*, *Chamaeleo gracilis*, *Chamaeleo harenae*, *Chamaeleo hoehnelii*, *Chamaeleo incornutus*, *Chamaeleo ituriensis*, *Chamaeleo johnstoni*, *Chamaeleo kinetensis*, *Chamaeleo laevigatus*



\***Camaleón**, Chameleon, *Furcifer balteatus*; *Furcifer angeli*, *Furcifer antimena*, *Furcifer belalandaensis*, *Furcifer bifidus*, *Furcifer campani*, *Furcifer cephalolepis*, *Furcifer labordi*, *Furcifer lateralis*, *Furcifer minor*, *Furcifer monoceras*, *Furcifer oustaleti*, *Furcifer pardalis*, *Furcifer petteri*, *Furcifer pollen*, *Furcifer rhinoceratus*, *Furcifer tuzetae*, *Furcifer verrucosus*, *Furcifer willsii*



\* **Camaleón pigmeo de Boulenger**, Boulenger's pygmy chameleon, Western Rift Dwarf Chameleon, Boulenger's Chameleon, *Rhampholeon boulengeri*, *Rhampholeon brachyurus*, *Rhampholeon brevicaudatus*, *Rhampholeon chapmanorum*, *Rhampholeon kerstenii*, *Rhampholeon marshalli*, *Rhampholeon nchisiensis*, *Rhampholeon platyceps*, *Rhampholeon spectrum*, *Rhampholeon temporalis*, *Rhampholeon uluguruensis*



3.-FAMILIA **Iguanidae**: iguanas. Dentición pleurodóntica (dientes sin alveolo, en la cara interna de los huesos de la mandíbula). América, islas del Pacífico y Madagascar. 54 géneros, 550 especies.

SUBFAMILIA **Corytophaninae**: basiliscos e iguanas crestadas.

\*Green basilisk, *Basiliscus plumifrons*; *Basiliscus basiliscus*, *Basiliscus galeritus*, *Basiliscus vittatus* (brown basilisk)



\* **Turipache cabeza lisa, Lagartija perro zompopo, Helmet Iguana, *Corytophanes cristatus*; *Corytophanes hernandezii*, *Corytophanes percarinatus***



\* **Eastern Casquehead Iguana, *Laemanctus longipes*; *Laemanctus serratus***



**SUBFAMILIA *Crotaphytinae*: lagartos de collar y lagartos leopardo.**

\* **Common Collared Lizard, *Crotaphytus collaris* ; *Crotaphytus antiquus*, *Crotaphytus grismeri*, *Crotaphytus insularis* (black-collared lizard), *Crotaphytus nebrius* (sonoran collared lizard), *Crotaphytus reticulatus* (reticulate collared lizard), *Crotaphytus vestigium* (Baja California collared lizard)**



\* Cope's leopard lizard, *Gambelia copeii* ; *Gambelia sila* (blunt-nosed leopard lizard), *Gambelia wislizenii* (long-nosed leopard lizard)



SUBFAMILIA **Hoplocercinae**: lagartos de cola espinosa.

\* **Quiqui**, Wood Lizard, *Enyalioides heterolepis*; *Enyalioides cofanorum*, *Enyalioides laticeps*, *Enyalioides microlepis*, *Enyalioides oshaughnessyi*, *Enyalioides palpebralis*, *Enyalioides praestabilis*



\*Weapontail, *Hoplocercus spinosus*



© 2003 Cristiano Nogueira

\* Ringed Spinytail Iguana, *Morunasaurus annularis*, *Morunasaurus groi*



SUBFAMILIA **Iguaninae**: herbívoros. Incluye la iguana común, *Iguana iguana*, de Centro y Sudamérica, y las iguanas gigantes de las Galápagos.

\* **Iguana marina**, marine iguana, *Amblyrhynchus cristatus*.



\* **Iguana bandeada de las islas Fiji**, Fiji banded iguana, *Brachylophus fasciatus*; *Brachylophus vitiensis*



© 2007 Dr. Paddy Ryan

\* Barrington island iguana Santa Fe Land Iguana *Conolophus pallidus*, *Conolophus subcristatus* (land iguana)



\* **Iguana negra**, Mexican spiny-tailed iguana, *Ctenosaura pectinata*; *Ctenosaura acanthura*, *Ctenosaura alfredschmidti*, *Ctenosaura bakeri*, *Ctenosaura clarki*, *Ctenosaura defensor*, *Ctenosaura flavidorsalis*, *Ctenosaura hemilopha* (short-crested spiny-tailed iguana), *Ctenosaura melanosterna*, *Ctenosaura oedirhina*, *Ctenosaura palearis*, *Ctenosaura quinquecarinata*, *Ctenosaura similis*



© John Binns-2001

© John Binns

\* **Iguana Cubana**, Cuban ground iguana, Grand Cayman Iguana, *Cyclura nubila*; *Cyclura carinata*, *Cyclura collei* (Jamaican iguana), *Cyclura cornuta* (horned ground iguana), *Cyclura cychlura*, *Cyclura lewisi* (Grand Cayman rock iguana), *Cyclura pinguis* (anegada ground iguana), *Cyclura ricordi*, *Cyclura rileyi*



\* **Iguana del desierto**, Desert iguana, *Dipsosaurus dorsalis*



\* **Iguana verde**, Green iguana, *Iguana iguana*; *Iguana delicatissima*



Es el lagarto más conocido del mundo, es verde brillante con marcas azules cuando es joven y se vuelve más apagada al madurar. En los machos dominantes los miembros anteriores se vuelven a menudo naranjas brillantes y la cabeza pálida. Las iguana macho son altamente territoriales. Cuando se exhiben se sitúan lateralmente frente a su oponente y aparentan el mayor tamaño posible levantándose sobre sus patas al tiempo que menean la cabeza y ondean su bolsa gular. La larga cola se utiliza como un poderoso látigo; para

impulsar el cuerpo al nadar; y para escapar. La cresta dorsal recorre todo el cuerpo. Tienen patas y dedos largos para trepar y correr.

Hay 2 ssp: *I i rhinolopha* (América Central) con unas pequeñas protuberancias a modo de cuerno en el hocico e *I i iguana*.

\* Estatus: Común.

\* Longitud: 1.5 – 2 m.

\* Dieta: vegetación e insectos. Aunque son herbívoras de adultas, los insectos forman parte importante de la dieta de jóvenes y subadultos.

\* Actividad: diurna.

\* Distribución: De México a Sudamérica. En bosques ribereños.

\* Reproducción: Pone de 20-40 huevos.

\* Especies similares: Iguana de cuello desnudo (*I. delicatissima*) (O'shea y Halliday, 2001).

\* **Chuckwalla nortea**, Common chuckwalla, *Sauromalus ater*, *Sauromalus hispidus*, *Sauromalus klauberi*, *Sauromalus obesus*, *Sauromalus slevini*, *Sauromalus varius*.



SUBFAMILIA **Oplurinae**: iguanas de Madagascar.

\* **Iguana de Madagascar**, Three-eyed Lizard, Malagasy Iguana, *Chalarodon madagascariensis*



\* **Iguana de Madagascar de cola espinosa, iguana de collar**, Madagascar Spiny-tailed Iguana, Collared iguana, Spiny-tailed collared iguanid lizard, *Oplurus cuvieri*, *Oplurus cyclurus*, *Oplurus fierinensis*, *Oplurus grandidieri*, *Oplurus quadrimaculatus*, *Oplurus saxicola*



[http://www.wildherps.com/images/herps/standard/07050706PD\\_Oplurus.jpg](http://www.wildherps.com/images/herps/standard/07050706PD_Oplurus.jpg)

SUBFAMILIA **Phrynosomatinae**: lagartos cornudos, lagartos de arena y de las cercas.

\* **Lagarto cola de zebra**, Zebra-tailed lizard, *Callisaurus draconoides*



\* **Lagartija sin orejas**, Texas Earless Lizard, Greater earless lizard, *Cophosaurus texanus*



\* **Lagartija sorda. Lagartija sin orejas**, Common lesser earless lizard, *Holbrookia maculata*; *Holbrookia lacerata* (spot-tailed earless lizard), *Holbrookia propinqua* (keel-scaled earless lizard), *Holbrookia subcaudalis*



© 2008 William Flaxington

[http://www.geologia-son.unam.mx/flores/holbrookia\\_maculata.jpg](http://www.geologia-son.unam.mx/flores/holbrookia_maculata.jpg)

\***Lagartija de piedra rayada**, Banded Rock Lizard, Mearns' Rock Lizard, *Petrosaurus mearnsi*, *Petrosaurus thalassinus*, *Phrynosoma braconnieri*, *Phrynosoma cerroense*, *Phrynosoma cornutum*, *Phrynosoma coronatum*, *Phrynosoma ditmarsii*, *Phrynosoma douglassii*, *Phrynosoma hernandesi*, *Phrynosoma mcallii* (flat-tailed horned lizard), *Phrynosoma modestum* (round-tailed horned lizard), *Phrynosoma orbiculare*, *Phrynosoma platyrhinos* (desert horned lizard), *Phrynosoma solare*, *Phrynosoma taurus*



<http://www.richard-seaman.com/Reptiles/Usa/California/CoachellaValley/BandedRockLizardProfile.jpg>

\* **Lagarto espinoso del desierto**, Desert spiny lizard *Sceloporus magister*, *Sceloporus acanthinus*, *Sceloporus arenicolus*, *Sceloporus bicanthalis*, *Sceloporus cautus*, *Sceloporus clarkii*, *Sceloporus cozumelae*, *Sceloporus dugesii*, *Sceloporus edwardtaylori*, *Sceloporus exsul*, *Sceloporus formosus*, *Sceloporus graciosus*, *Sceloporus grammicus*, *Sceloporus heterolepis*, *Sceloporus horridus*, *Sceloporus hunsakeri*, *Sceloporus insignis*, *Sceloporus internasalis*, *Sceloporus jarrovii*, *Sceloporus macdougalli*, *Sceloporus merriami*, *Sceloporus occidentalis*, *Sceloporus olivaceus*, *Sceloporus orcutti*, *Sceloporus poinsettii*, *Sceloporus pyrocephalus*, *Sceloporus rufidorsum*, *Sceloporus salvini*, *Sceloporus scalaris*, *Sceloporus serrifer*, *Sceloporus slevini*, *Sceloporus taeniocnemis*, *Sceloporus tanneri*, *Sceloporus undulatus*, *Sceloporus variabilis*, *Sceloporus virgatus*, *Sceloporus woodi*.



\* Lagarto de las dunas, Coahuila fringe-toed lizard, *Uma exsul*, *Uma inornata* , *Uma notata*, *Uma paraphygas*, *Uma scoparia*



\***Lagarto arborícola ornamentado, lagarto arborícola** Ornate Tree Lizard, Tree lizard, *Urosaurus ornatus*, *Urosaurus auriculatus*, *Urosaurus bicarinatus*, *Urosaurus clarionensis*, *Urosaurus graciosus* (long-tailed brush lizard), *Urosaurus irregularis*, *Urosaurus lahtelai*, *Urosaurus nigricaudus*, *Uta encantadae*, *Uta lowei*, *Uta nolascensis*, *Uta palmeri*, *Uta squamata*, *Uta stansburiana* (side-blotched lizard), *Uta tumidarostra*



<http://64.17.184.245/images/Ajo%20Mt%20Area%20-%20640s%20-%200016.JPG>

SUBFAMILIA **Polychrotinae**: anoles. Comprende la mitad de todos los iguánidos.

\* Boulenger's Tree Lizard, *Anisolepis grilli*, *Anisolepis longicauda*, *Anisolepis undulatus*



\***Anolis**, Green anole, *Anolis carolinensis*; *Anolis achilles*, *Anolis aeneus*, *Anolis aequatorialis*, *Anolis aquaticus*, *Anolis bahorucoensis*, *Anolis bremeri*, *Anolis brevirostris*, *Anolis brunneus*, *Anolis calimae*, *Anolis capito*, *Anolis chloris*, *Anolis chlorocyanus* (hispaniolan green anole), *Anolis delafulentei*, *Anolis deltae*, *Anolis eewi*, *Anolis equestris* (knight anole), *Anolis fasciatus*, *Anolis ferreus*, *Anolis festae*, *Anolis frenatus*, *Anolis fuscoauratus*, *Anolis gadovii*, *Anolis garridoi*, *Anolis gemmosus*, *Anolis gingivinus*, *Anolis gorgonae*, *Anolis haetianus*, *Anolis hendersoni*, *Anolis homolechis*, *Anolis huilae*, *Anolis imias*, *Anolis intermedius*, *Anolis jacare*, *Anolis jubar*, *Anolis kemptoni*, *Anolis koopmani*, *Anolis krugi*, *Anolis lamari*, *Anolis latifrons*, *Anolis lemniscatus*, *Anolis lividus*, *Anolis longiceps* (navassa anole), *Anolis macilentus*, *Anolis macrolepis*, *Anolis maculiventris*, *Anolis mimus*, *Anolis mirus*, *Anolis monticola*, *Anolis nasofrontalis*, *Anolis nelsoni*, *Anolis nigropunctatus*, *Anolis notopholis*, *Anolis occultus* (pygmy anole), *Anolis onca*, *Anolis ortonii*, *Anolis oxylophus*, *Anolis pachypus*, *Anolis paternus*, *Anolis peraccae*, *Anolis porcatus* (cuban green anole), *Anolis propinquus*, *Anolis punctatus*, *Anolis quadriocellifer*, *Anolis radulinus*, *Anolis reconditus*, *Anolis richardii*, *Anolis ricordi*, *Anolis rivalis*, *Anolis roosevelti*, *Anolis sabanus*, *Anolis salvini*, *Anolis scapularis*, *Anolis scriptus*, *Anolis singularis*, *Anolis taylori*, *Anolis tigrinus*, *Anolis tropidolepis*, *Anolis vanidicus*, *Anolis vescus*, *Anolis vociferans*, *Anolis websteri*, *Anolis williamsii*.



\***Diplolaemus bibronii**, *Diplolaemus darwinii*, *Diplolaemus leopardinus*

\* Two-lined Fathead Anole, *Enyalius bilineatus*, *Enyalius bibronii*, *Enyalius brasiliensis*, *Enyalius catenatus*, *Enyalius iheringii*, *Enyalius leechii*, *Enyalius perditus*, *Enyalius pictus*



\* Bell's Anole, *Leiosaurus bellii*, *Leiosaurus catamarcensis*, *Leiosaurus paronae*



\***Anolis verde arborícola**, Green Tree Anole, Neotropical Green Anole, *Norops biporcatus*; *Norops amplisquamosus*, *Norops anisolepis*, *Norops baccatus*, *Norops barkeri*, *Norops bicaorum*, *Norops breedlovei*, *Norops cobanensis*, *Norops compressicauda*, *Norops crassulus*, *Norops cumingii*, *Norops cuprinus*, *Norops cymbops*, *Norops damulus*, *Norops dollfusianus*, *Norops duellmani*, *Norops forbesi*, *Norops isthmicus*, *Norops johnmeyeri*, *Norops laeviventris*, *Norops lemurinus*, *Norops macrinii*, *Norops macrophallus*, *Norops matudai*, *Norops megapholidotus*, *Norops microlepidotus*, *Norops microlepis*, *Norops milleri*, *Norops muralla*, *Norops naufragus*, *Norops nebuloides*, *Norops nebulosus*, *Norops omiltemanus*, *Norops pandoensis*, *Norops parvicirculatus*, *Norops pijolense*, *Norops pygmaeus*, *Norops quercorum*, *Norops rodriguezi*, *Norops rubribarbaris*, *Norops sagrei* (brown anole), *Norops schmidtii*, *Norops serranoi*, *Norops subocularis*, *Norops tropidonotus*, *Norops utilensis*, *Norops utowanae*, *Norops wermuthi*



\**Phenacosaurus bellipeniculus*, *Phenacosaurus carlostoddi*, *Phenacosaurus euskalerrari*, *Phenacosaurus heterodermus*, *Phenacosaurus inderenae*, *Phenacosaurus neblininus*, *Phenacosaurus nicefori*, *Phenacosaurus orcesi*, *Phenacosaurus tetarii*, *Phenacosaurus vanzolinii*

\* **Falso camaleón de Brasil**, Brazilian Bush Anole, *Polychrus acutirostris*, *Polychrus femoralis*, *Polychrus gutturosus*, *Polychrus liogaster*, *Polychrus marmoratus* (many-colored bush anole), *Polychrus peruvianus*



\* **Lagarto Verde de Achala, Lagarto Achaleño**, Argentine Anole, *Pristidactylus achalensis*, *Pristidactylus alvaroi*, *Pristidactylus araucanus*, *Pristidactylus casuhatiensis*, *Pristidactylus fasciatus*, *Pristidactylus scapulatus*, *Pristidactylus torquatus*, *Pristidactylus valeriae*, *Pristidactylus volcanensis*



<http://mw2.google.com/mw-panoramio/photos/medium/448608.jpg>

\* **Lagarto arborícola chaqueño, Matuasto de los chañares**, *Urostrophus gallardoi*, *Urostrophus vautieri*

SUBFAMILIA **Tropidurinae**: lagartos de lava y otros.

\* *Ctenoblepharys adspersa*



[http://lh4.ggpht.com/\\_lZm\\_xScqSFI/RcqKG-N-NbI/AAAAAAAAAO4/Op7sAqFCuE8/s800/Ctenoblepharys.jpg](http://lh4.ggpht.com/_lZm_xScqSFI/RcqKG-N-NbI/AAAAAAAAAO4/Op7sAqFCuE8/s800/Ctenoblepharys.jpg)

\***Lagarto de cola rizado**, Carinate curly-tailed lizard, South-eastern Cuban race, *Leiocephalus carinatus*, *Leiocephalus anonymous*, *Leiocephalus apertosulcus*, *Leiocephalus barahonensis*, *Leiocephalus cubensis*, *Leiocephalus cuneus*, *Leiocephalus endomychus*, *Leiocephalus eremitus* (navassa curly-tailed lizard), *Leiocephalus etheridgei*, *Leiocephalus greenwayi*, *Leiocephalus herminieri*, *Leiocephalus inaguae*, *Leiocephalus jamaicensis*, *Leiocephalus loxogrammus*, *Leiocephalus lunatus*, *Leiocephalus macropus*, *Leiocephalus melanochlorus*, *Leiocephalus onaneyi*, *Leiocephalus personatus*, *Leiocephalus pratensis*, *Leiocephalus raviceps*, *Leiocephalus schreibersii* (red-sided curly-tailed lizard), *Leiocephalus stictigaster*, *Leiocephalus vinculum*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/b/b3/Leiocephalus\\_carinatus\\_armouri\\_FL\\_1.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/b/b3/Leiocephalus_carinatus_armouri_FL_1.jpg)  
<http://www.kingsnake.com/westindian/leiocephaluscarinatusaquarius1.JPG>

\* Sand Lizard, Lutz's Tree Iguana, *Liolaemus lutzae*, *Liolaemus abaucan*, *Liolaemus albiceps*, *Liolaemus archeforus*, *Liolaemus austromendocinus*, *Liolaemus bagual*, *Liolaemus bisignatus*, *Liolaemus boulengeri*, *Liolaemus calchaqui*, *Liolaemus copiapiensis*, *Liolaemus cranwelli*, *Liolaemus curis*, *Liolaemus darwinii*, *Liolaemus disjunctus*, *Liolaemus dorbignyi*, *Liolaemus duellmani*, *Liolaemus eleodori*, *Liolaemus elongatus*, *Liolaemus exploratorum*, *Liolaemus fabiani*, *Liolaemus forsteri*, *Liolaemus gallardoi*, *Liolaemus griseus*, *Liolaemus heliodermis*, *Liolaemus hellmichi*, *Liolaemus huacahuasicus*, *Liolaemus insolitus*, *Liolaemus isabelae*, *Liolaemus jamesi*, *Liolaemus juanortizi*, *Liolaemus kingii*, *Liolaemus kuhlmanni*, *Liolaemus laurenti*, *Liolaemus leopardinus*, *Liolaemus lineomaculatus*, *Liolaemus magellanicus*, *Liolaemus melanogaster*, *Liolaemus multicolor*, *Liolaemus nigriceps*, *Liolaemus nigromaculatus*, *Liolaemus nigroventrolateralis*, *Liolaemus occipitalis*, *Liolaemus olongasta*, *Liolaemus pagaburoi*, *Liolaemus periglacialis*, *Liolaemus pulcherrimus*, *Liolaemus quilmes*, *Liolaemus reichei*, *Liolaemus rothi*, *Liolaemus salinicola*, *Liolaemus schmidti*, *Liolaemus silvanae*, *Liolaemus thermarum*, *Liolaemus thomasi*, *Liolaemus uspallatensis*, *Liolaemus vallecurensis*, *Liolaemus walkeri*, *Liolaemus wiegmanni*, *Liolaemus xanthoviridis*, *Liolaemus zapallarensis*.



\***Lagartijas de lava**, Lava Lizard, *Microlophus albemarlensis*, *Microlophus atacamensis*, *Microlophus bivittatus*, *Microlophus delanonis*, *Microlophus duncanensis*, *Microlophus grayi*, *Microlophus habelii*, *Microlophus heterolepis*, *Microlophus occipitalis*, *Microlophus pacificus*, *Microlophus peruvianus*, *Microlophus quadrivittatus*, *Microlophus stolzmanni*, *Microlophus tarapacensis*, *Microlophus theresiae*, *Microlophus theresioides*, *Microlophus thoracicus*, *Microlophus tigris*, *Microlophus yanezi*



*Phymaturus antofagastens*, *Phymaturus indistinctus*, *Phymaturus mallimaccii*, *Phymaturus nevadoi*, *Phymaturus palluma*, *Phymaturus patagonicus*, *Phymaturus payunae*, *Phymaturus punae*, *Phymaturus somuncurensis*, *Phymaturus zapalensis*

*Plesiomicrolophus koepckeorum*

\* **Lagartija hoja**, Western Leaf Lizard, *Stenocercus fimbriatus*, *Stenocercus aculeatus*, *Stenocercus angel*, *Stenocercus apurimacus*, *Stenocercus arenarius*, *Stenocercus azureus*, *Stenocercus boettgeri*, *Stenocercus bolivarensis*, *Stenocercus caducus*, *Stenocercus carrioni*, *Stenocercus chlorostictus*, *Stenocercus chota*, *Stenocercus chrysopygus*, *Stenocercus crassicaudatus*, *Stenocercus cupreus*, *Stenocercus doellojuradoi*, *Stenocercus dumerilii*, *Stenocercus empetrus*, *Stenocercus erythrogaster*, *Stenocercus eunetopsis*, *Stenocercus festae*, *Stenocercus formosus*, *Stenocercus guentheri*, *Stenocercus haenschii*, *Stenocercus huancabambae*, *Stenocercus humeralis*, *Stenocercus imitator*, *Stenocercus iridescens*, *Stenocercus ivitus*, *Stenocercus lache*, *Stenocercus latebrosus*, *Stenocercus limitaris*, *Stenocercus marmoratus*, *Stenocercus melanopygus*, *Stenocercus modestus*, *Stenocercus nigromaculatus*, *Stenocercus nubicola*, *Stenocercus ochoai*, *Stenocercus orientalis*, *Stenocercus ornatissimus*, *Stenocercus ornatus*, *Stenocercus pectinatus*,

*Stenocercus percultus*, *Stenocercus praeornatus*, *Stenocercus rhodomelas*, *Stenocercus roseiventris*



[http://calphotos.berkeley.edu/cgi/img\\_query?query\\_src=photos\\_fauna\\_sci-Reptile&enlarge=0000+0000+1106+0377](http://calphotos.berkeley.edu/cgi/img_query?query_src=photos_fauna_sci-Reptile&enlarge=0000+0000+1106+0377)

\* **Lagartija de cola chata**, Tropical thornytail iguana, *Tropidurus flaviceps*, *Tropidurus amathites*, *Tropidurus azureus*, *Tropidurus bogerti*, *Tropidurus callathelys*, *Tropidurus catalanensis*, *Tropidurus chromatops*, *Tropidurus cocorobensis*, *Tropidurus divaricatus*, *Tropidurus erythrocephalus*, *Tropidurus etheridgei*, *Tropidurus guarani*, *Tropidurus helenae*, *Tropidurus hispidus*, *Tropidurus hygomi*, *Tropidurus insulanus*, *Tropidurus itambere*, *Tropidurus lumarius*, *Tropidurus melanopleurus*, *Tropidurus montanus*, *Tropidurus mucujensis*, *Tropidurus nanuzae*, *Tropidurus oreadicus*, *Tropidurus pinima*, *Tropidurus plica*, *Tropidurus psammonastes*, *Tropidurus semitaeniatus*, *Tropidurus spinulosus*, *Tropidurus torquatus*, *Tropidurus umbra*, *Tropidurus xanthochilus*.



\* **Lagarto trepador café de los arboles**, Brown tree climber, Diving Lizard, *Uranoscodon superciliosus*



<http://students.ou.edu/G/Adrian.A.Garda-1/Usuperciliosus.jpg>

## SUBORDEN SCLEROGLOSSA

Comprende anfisbénidos, lagartos anguimorfos, gekos, lagartos verdaderos y serpientes. 35 familias.

### INFRAORDEN AMPHISBAENIA

Comprende a los anfisbénidos (lagartos gusano y culebrillas ciegas). Cuerpo alargado y cilíndrico, sin extremidades o al menos sin las posteriores. Piel suelta alrededor del cuerpo, cubierta de escamas en anillos. Cabeza envuelta por escudos, a veces fusionados. Ojos ocultos bajo la piel. Un sólo pulmón. Pueden mudar la cola. Son cavadores subterráneos. Africa y América tropical, Arabia, Marruecos y Península Ibérica. 4 familias y 143 especies.

1.-FAMILIA **Amphisbaenidae**: Africa y América. 120 especies.

\* **Tataco, Ibijara, Culebra de dos cabezas**, Red Worm Lizard, *Amphisbaena alba*, *Amphisbaena anaemariae*, *Amphisbaena bakeri* (Baker's worm lizard), *Amphisbaena barbouri*, *Amphisbaena caeca* (Puerto Rican worm lizard), *Amphisbaena carvalhoi*, *Amphisbaena cegei*, *Amphisbaena crisae*, *Amphisbaena cubana*, *Amphisbaena darwini* (Darwin's worm lizard), *Amphisbaena dubia*, *Amphisbaena fenestrata* (Virgin Islands worm lizard), *Amphisbaena fuliginosa*, *Amphisbaena gonavensis*, *Amphisbaena gracilis*, *Amphisbaena hastata*, *Amphisbaena hugoi*, *Amphisbaena hyporissor*, *Amphisbaena ignatiana*, *Amphisbaena innocens*, *Amphisbaena leeseri*, *Amphisbaena lumbricalis*, *Amphisbaena manni*, *Amphisbaena medemi*, *Amphisbaena minuta*, *Amphisbaena munoai*, *Amphisbaena myersi*, *Amphisbaena neglecta*, *Amphisbaena nigricauda*, *Amphisbaena occidentalis*, *Amphisbaena pericensis*, *Amphisbaena plúmbea*, *Amphisbaena pretrei*, *Amphisbaena ridleyi*, *Amphisbaena rozei*, *Amphisbaena schmidti* (Schmidt's worm lizard), *Amphisbaena silvestrii*, *Amphisbaena slevini*, *Amphisbaena stejnegeri*, *Amphisbaena talisiae*, *Amphisbaena tragorhectes*, *Amphisbaena vanzolinii*, *Amphisbaena xera*



\* Lindi Sharp-snouted Worm Lizard, *Ancylocranium barkeri*, *Ancylocranium ionidesi*, *Ancylocranium somalicum*

\* **Lagarto ciego hocicudo, Viborita ciega, King's Worm Lizard, *Anops kingii*, *Anops bilabialatus***



\* Barbour's Worm Lizard, *Aulura anomala*

\* West African Worm Lizard, *Baikia africana*

\* **Culebrilla ciega, Iberian Worm Lizard, *Blanus cinereus*, *Blanus mettetalii*, *Blanus strauchi*, *Blanus tingitanus*.**



\*Brazilian Worm Lizard, *Bronia brasiliana*, *Bronia bedai*, *Bronia kraoh*

\* Lang's Round-headed Worm Lizard, Lang's Worm Lizard *Chirindia langi*, *Chirindia ewerbecki*, *Chirindia mpwapwaensis*, *Chirindia rondoensis*, *Chirindia swynnertoni*



\***Lagarto gusano de Sierra Leona, Sierra Leone Worm Lizard, *Cynisca degrysi*, *Cynisca bifrontalis*, *Cynisca feae*, *Cynisca gansi*, *Cynisca haughi*, *Cynisca kigomensis*, *Cynisca***

*leonina*, *Cynisca liberiensis*, *Cynisca muelleri*, *Cynisca nigeriensis*, *Cynisca oligopholis*, *Cynisca rouxae*, *Cynisca schaeferi*, *Cynisca senegalensis*, *Cynisca williamsi*

\* **Culebrilla ciega de boca de cuña**, Wedge-snouted worm lizard, *Geocalamus acutus*; *Geocalamus modestus*



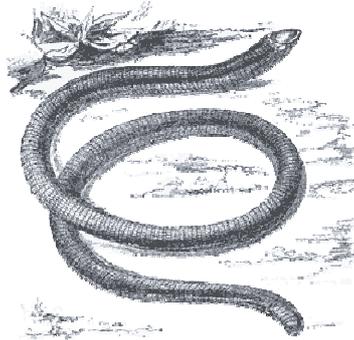
\* **Culebra de dos cabezas pequeñas**, Smallhead Worm Lizard, *Leposternon microcephalum*, *Leposternon infraorbitale*, *Leposternon octostegum*, *Leposternon polystegum*, *Leposternon scutigerum*, *Leposternon wuchereri*



\* Liwale round-snouted worm lizard, *Loveridgea ionidesii*, *Loveridgea phylofiniens*

\* Inirida Worm Lizard, *Mesobaena huebneri*

\* Cape Wedgesnouted Worm Lizard, *Monopeltis capensis*, *Monopeltis adercae*, *Monopeltis anchietae*, *Monopeltis galeata*, *Monopeltis guentheri*, *Monopeltis infuscata*, *Monopeltis jugularis*, *Monopeltis kabindae*, *Monopeltis leonhardi*, *Monopeltis luandae*, *Monopeltis perplexus*, *Monopeltis remaclei*, *Monopeltis rhodesiana*, *Monopeltis scalper*, *Monopeltis sphenorhynchus*, *Monopeltis vanderysti*, *Monopeltis zambezensis*



[http://www.triplov.com/herpetologia/africa\\_geral/pics/monopeltis\\_capensis.gif](http://www.triplov.com/herpetologia/africa_geral/pics/monopeltis_capensis.gif)

\* Long-tailed round-headed worm lizard *Zygaspis ferox*, *Zygaspis kafuensis*, *Zygaspis longicauda*, *Zygaspis niger*, *Zygaspis quadrifrons*, *Zygaspis violacea*

2.-FAMILIA **Bipedidae**: conservan las extremidades anteriores. México. 3 especies.

\* **Lagarto gusano de dos patas, lagarto topo mexicano, lagarto gusano de cinco dedos, cullebrilla ciega de dos patas, ajolote**, Five-toed Worm Lizard, *Bipes biporus*; *Bipes alvarezii*, *Bipes canaliculatus*.



<http://reptile.blog.hu/media/image/bibesbiporus.jpg>

3.-FAMILIA **Rhineuridae**: Florida.

\* Florida worm lizard, *Rhineura floridana*.



4.-FAMILIA **Trogonophidae**: Africa y Arabia.

\* Angled Worm Lizard, *Agamodon anguliceps*, *Agamodon arabicus*, *Agamodon compressus*



<http://www.nozze-in.com/IMMAGINIVARIE/img/2/243.jpg>

\* Zarudnyi's worm lizard, *Diplometopon zarudnyi*.



\* Short Worm Lizard, *Pachycalamus brevis*



<http://www.herpfolio.net/galleries/socotra-galleries/lizards-socotra/>

\* **Culebrilla mora**, Checkerboard Worm Lizard, *Trogonophis wiegmanni*



## INFRAORDEN GEKKOTA

Ojos grandes sin párpados móviles, protegidos por una lente. Sacos cloacales. A pesar de las diferencias morfológicas entre las familias, comparten una misma estructura ósea. Principalmente nocturnos. 3 familias y casi 1.000 especies.

1.-FAMILIA **Eublepharidae**: primitivos. Párpados móviles y pies sin lamellas. Centro y Norteamérica, Africa y Asia. 22 especies

\* **Gecko leopardo**, Leopard Gecko, *Eublepharis macularius*



2.-FAMILIA **Gekkonidae**: geckos o salamanquesas. Extremidades desarrolladas. Pies con lamellas sobre unas almohadillas trepadoras o escansores. Nocturnos. Distribución mundial excepto la Antártida. 900 especies.

SUBFAMILIA **Diplodactylinae**: escansores divididos. Australia y Nueva Zelanda.

SUBFAMILIA **Gekkoninae**: el grupo más grande. Distribución mundial excepto Nueva Zelanda. Incluye la salamanquesa común (género *Tarentola*).

\***Gecko Tokay** *Gekko gekko*, *Gekko vittatus*



SUBFAMILIA **Sphaerodactylinae**: geckos americanos.

3.-FAMILIA **Pygopodidae**: patas anteriores ausentes y posteriores reducidas con capas de piel suelta (pingajos). Cuerpo alargado, aspecto parecido a las serpientes. Sin párpados móviles. Australasia. 36 especies.

\* Eared Worm-lizard, Mallee Worm-Lizard, *Aprasia aurita*, *Aprasia haroldi*, *Aprasia inaurita*, *Aprasia parapulchella*, *Aprasia picturata*, *Aprasia repens*, *Aprasia rostrata*, *Aprasia smithi*, *Aprasia striolata*



<http://museumvictoria.com.au/bioinformatics/lizards/images/aurillive1.jpg>

\* Javelin Lizard, *Delma concinna*, *Delma australis*, *Delma borea*, *Delma butleri*, *Delma elegans*, *Delma fraseri*, *Delma grayii*, *Delma impar*, *Delma inornata*, *Delma labialis*, *Delma mitella*, *Delma nasuta*, *Delma pax*, *Delma tinctoria*



\* Burtons legless lizard, Burton's Snake-lizard, *Lialis burtonis*, *Lialis jicari*.



\* Bronzeback legless lizard, *Ophidiocephalus taeniatus*



\* Brigalow Scaly-foot, *Paradelma orientalis*



\* Black-Striped Legless Lizard, Keeled Legless Lizard, Slender Slider, *Pletholax gracilis*.



\* Southern Scaly-foot, Common Scaly Foot, *Pygopus lepidopodus*, *Pygopus nigriceps*.



[http://i31.photobucket.com/albums/c386/moloch05/perth/Nov2008/pygopod\\_pygopus2.jpg](http://i31.photobucket.com/albums/c386/moloch05/perth/Nov2008/pygopod_pygopus2.jpg)

## **SUBORDEN ANTARCHOGLOSSA**

### **INFRAORDEN ANGUIMORPHA**

Comprende a los lagartos anguimorfos, monitores, varanos y monstruos de Gila. 6 familias y 131 especies.

1.-FAMILIA **Anguidae**: ánguidos. Principalmente en el hemisferio norte. 90 especies.

SUBFAMILIA **Anguinae**: lagarto gusano lento o luci6n y lagarto de cristal o pseud6podo. 6podos.

\*Lagartija arbor6cola azul de M6xico, dragoncito, escorpi6n, Arboreal Alligator Lizard, *Abronia gram6nea*; *Abronia anzueto*, *Abronia bogerti*, *Abronia campbelli*, *Abronia deppii*, *Abronia fimbriata*, *Abronia fuscolabialis*, *Abronia leurolepis*, *Abronia matudai*, *Abronia mixteca*, *Abronia montecristoi*, *Abronia oaxacae*, *Abronia ornelasi*, *Abronia reidi*, *Abronia salvadorensis*, *Abronia taeniata*.



\* **Lución**, Slow Worm, *Anguis fragilis*; *Anguis cephalonnicus*



\* **Escorpión de Montaña**, Lagarto Alicante del Popocatépetl, Imbricata Alligator Lizard, *Barisia imbricata*; *Barisia levicollis*; *Barisia rudicollis*



\* Isthmian Alligator Lizard, *Coloptychon rhombifer*



[http://farm4.static.flickr.com/3198/3021951789\\_b14dafb8e3.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3198/3021951789_b14dafb8e3.jpg?v=0)

\* **Lagartija de Altura**, Highland Alligator Lizard, *Mesaspis monticola*, *Mesaspis antauges*, *Mesaspis gadovii*, *Mesaspis juarezi*, *Mesaspis viridiflava*.



\* **Vibora de cristal**, *Ophiodes intermedius*, *Ophiodes striatus*, *Ophiodes vertebralis*, *Ophiodes yacupoi*.



\* **Lagarto delgado de cristal**, Slender Glass Lizard, *Ophisaurus attenuatus* (glass lizard), *Ophisaurus buettikoferi*, *Ophisaurus compressus* (island glass lizard), *Ophisaurus formosensis*, *Ophisaurus gracilis*, *Ophisaurus harti*, *Ophisaurus mimicus* (mimic glass lizard), *Ophisaurus sokolovi*, *Ophisaurus ventralis* (eastern glass lizard).



[http://herpjournal.com/2005/5\\_13\\_05/thumbnails/t\\_5\\_13\\_05\\_45.jpg](http://herpjournal.com/2005/5_13_05/thumbnails/t_5_13_05_45.jpg)

\* **Scheltopusik**, European Glass Lizard, *Pseudopus apodus*



[http://i1.treknature.com/photos/13275/pseudopus\\_apodus.jpg](http://i1.treknature.com/photos/13275/pseudopus_apodus.jpg)

SUBFAMILIA **Anniellinae**: lagartos ápodos de California.

\* **Lagartija sin patas californiana**, California legless lizard, *Anniella pulchra*, *Anniella geronimensis*



SUBFAMILIA **Gerrhonotinae**: lagartos caimán.

\* **Lagarto Caimán del Norte**, Northern alligator lizard, *Elgaria coerulea*; *Elgaria kingii* (Arizona alligator lizard), *Elgaria multicarinata* (southern alligator lizard), *Elgaria panamintina* (Panamint alligator lizard), *Elgaria parva*



SUBFAMILIA **Diploglossinae**: galliwasps.

\* **Lucia común**, Costate galliwasps, *Celestus costatus*; *Celestus agasepsoides*, *Celestus anelpistus*, *Celestus barbouri*, *Celestus cyanochloris*, *Celestus darlingtoni*, *Celestus enneagrammus*, *Celestus haetianus*, *Celestus hylaius*, *Celestus macrotus*, *Celestus montanus*, *Celestus occiduus*, *Celestus rozellae*, *Celestus scansorius*, *Celestus stenurus*, *Celestus warreni*



\***Lagartija caimán manchada**, Green-sided Galliwasps, O'Shaughnessy's Galliwasps, *Diploglossus bilobatus*, *Diploglossus atitlanensis*, *Diploglossus delasagra*, *Diploglossus fasciatus*, *Diploglossus garridoi*, *Diploglossus legnotus*, *Diploglossus maculatus*, *Diploglossus millepunctatus*, *Diploglossus montisserrati*, *Diploglossus nigropunctatus*, *Diploglossus owenii*, *Diploglossus pleii* (Puerto Rican galliwasps).



<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/Forlizards/Dipbil2.jpg>

2.-FAMILIA **Helodermatidae**: Los únicos lagartos venenosos. México y EE.UU, 2 especies

\* **Lagarto globoso mexicano**, Mexican beaded lizards *Heloderma horridum*



[www.helodermahorridum.com/beaded\\_lizard.php](http://www.helodermahorridum.com/beaded_lizard.php)

\* **Monstruo de Gila**, Gila monster *Heloderma suspectum*



3.-FAMILIA **Lanthanotidae**: 1 especie,

\* Varano sin oídos de Borneo Bornean Earless Lizard *Lanthanotus borneensis*.



<http://www.livt.net/Cl/Ani/Cho/Rep/Sau/Lnt/Int002.jpg>

4.- FAMILIA **Shinisauridae**: 1 especie.

\* **Lagarto cocodrilo chino**, Chinese crocodile lizard, *Shinisaurus crocodilurus*. China.



5.-FAMILIA **Varanidae**: varanos, monitores o goannas. Africa, Asia y Australia. 34 especies.

\* **Monitor gris**, Grays Monitor, *Varanus olivaceus*, *Varanus albigularis* (white-throated monitor), *Varanus baritji*, *Varanus bengalensis* (Bengal monitor), *Varanus brevicauda* (short-tailed monitor), *Varanus caerulivirens*, *Varanus cerambonensis*, *Varanus doreanus*, *Varanus exanthematicus* (Bosc's monitor), *Varanus flavescens* (yellow monitor), *Varanus gouldii* (sand monitor), *Varanus griseus* (grey monitor), *Varanus indicus* (Indian monitor), *Varanus jobiensis*, *Varanus komodoensis* (Komodo Island monitor), *Varanus mertensi*, *Varanus niloticus*, *Varanus panoptes*, *Varanus primordius*, *Varanus rosenbergi*, *Varanus salvator* (water monitor), *Varanus semiremex*, *Varanus spinulosus*, *Varanus teriae*, *Varanus tristis*, *Varanus varius*, *Varanus yuwonoi*



6.-FAMILIA **Xenosauridae**: lagartos de escamas nudosas. México y Guatemala. 3 especies.

\* **Lagartija escorpión**, Mexican Knob-scaled Lizard, *Xenosaurus grandis*, *Xenosaurus newmanorum*, *Xenosaurus platyceps*, *Xenosaurus rectocollaris*



## INFRAORDEN SCINCOMORPHA

Casi la mitad de todas las especies de lagartos. Dentición pleurodonta (dientes sin alveolos en la cara interna de los huesos de la mandíbula). Hemimandíbulas inferiores fusionadas. 7 familias y 1.800 especies.

1.-FAMILIA **Cordylidae**: lagartos de cola de cinto, lagartos planos de las rocas, lagartos anguila de Sudáfrica y lagartos con coraza. Caparazón duro con osteodermos. África y Madagascar. 60 especies.

\* **Lagarto anguila**, Cape Snake Lizard, *Chamaesaura anguina*, *Chamaesaura aenea*, *Chamaesaura macrolepis*



<http://images.nypl.org/index.php?id=815273&t=r>

\* **Lagarto Armadillo**, Girdled Lizard, *Cordylus cataphractus*; *Cordylus angolensis*, *Cordylus cordylus*, *Cordylus giganteus*, *Cordylus imkeae*, *Cordylus jordani*, *Cordylus lawrenci*, *Cordylus macropholis*, *Cordylus minor*, *Cordylus niger*, *Cordylus nyikae*, *Cordylus oelofseni*, *Cordylus peersi*, *Cordylus polyzonus*, *Cordylus rivae*, *Cordylus tasmani*, *Cordylus ukingensis*, *Cordylus vittifer*, *Cordylus warreni*



\* **Lagartija plana de Broadley**, Broadley's Flat Lizard, *Platysaurus broadleyi*, *Platysaurus capensis*, *Platysaurus guttatus*, *Platysaurus imperator*, *Platysaurus lebomboensis*, *Platysaurus minor*, *Platysaurus monotropis*, *Platysaurus ocellatus*, *Platysaurus pungweensis*, *Platysaurus relictus*, *Platysaurus torquatus*



<http://www.saherps.net/images/pla-bro2-op.jpg>, [http://sciencenow.sciencemag.org/feature/science\\_shots/images/ss\\_2006106\\_1.jpg](http://sciencenow.sciencemag.org/feature/science_shots/images/ss_2006106_1.jpg)

\* **Falso lagarto armadillo del cabo**, False girdled lizard, Graceful Crag Lizard, *Pseudocordylus capensis*, *Pseudocordylus langi*, *Pseudocordylus melanotus*, *Pseudocordylus nebulosus*, *Pseudocordylus nebulosus*



(c) Klaus Adolphs  
[http://www.squamata.de/c\\_news/c\\_archive/c\\_archive/c\\_pseudocor\\_files/page18\\_1.jpg](http://www.squamata.de/c_news/c_archive/c_archive/c_pseudocor_files/page18_1.jpg)  
<http://www.zooinstitutes.com/Zoology/images/6432.jpg>

2.-FAMILIA **Dibamidae**, Gerrhosauridae (plated lizards): pequeños cavadores de extremidades reducidas. Sudeste de Asia, islas de Australasia y México. 11 especies.

Desert plated lizard, *Angolosaurus skoogi*

\* **Lagarto enano** Dwarf Plated Lizard, *Cordylus subtessellatus*



[http://www.tc.umn.edu/%7Egamb1007/NamibiaPhotos/Cordylosaurus\\_subtessellatus\\_1.JPG](http://www.tc.umn.edu/%7Egamb1007/NamibiaPhotos/Cordylosaurus_subtessellatus_1.JPG)  
 javascript:%20;

\* **Lagarto gigante**, Giant Plated Lizard, *Gerrhosaurus major*; *Gerrhosaurus flavigularis*, *Gerrhosaurus nigrolineatus*, *Gerrhosaurus typicus*, *Gerrhosaurus validus*



\* **Lagarto de cola larga de Breyer**, Breyer's Long-tailed Seps, Breyer's Whip Lizard, *Tetradactylus africanus*, *Tetradactylus breyeri*, *Tetradactylus eastwoodae*, *Tetradactylus seps*, *Tetradactylus tetradactylus*



[http://sarca.adu.org.za/images/sarca\\_nl\\_6-9.jpg](http://sarca.adu.org.za/images/sarca_nl_6-9.jpg)

Madagascar Keeled Cordylid, *Tracheloptychus madagascariensis*, *Tracheloptychus petersi*



[http://pds.exblog.jp/pds/1/200710/13/63/d0132063\\_5533647.jpg](http://pds.exblog.jp/pds/1/200710/13/63/d0132063_5533647.jpg)

Western Girdled Lizard, *Zonosaurus laticaudatus*, *Zonosaurus aeneus*, *Zonosaurus brygooi*, *Zonosaurus haraldmeieri*, *Zonosaurus karsteni*, *Zonosaurus madagascariensis*, *Zonosaurus ornatus*, *Zonosaurus quadrilineatus*, *Zonosaurus rufipes*, *Zonosaurus subunicolor*, *Zonosaurus trilineatus*



3.-FAMILIA **Gymnophthalmidae**: Centro y Sudamérica. 130 especies.

\*Northern Teiid, *Alopoglossus angulatus*, *Alopoglossus andeanus*, *Alopoglossus buckleyi*, *Alopoglossus copii*, *Alopoglossus festae*, *Alopoglossus lehmanni*



\* **Ampasaurus de cuatro dedos**, Four-toed Amapasaurus, *Amapasaurus tetradactylus*



[http://zaxy.files.wordpress.com/2006/09/lagarto\\_5f200px.jpg?w=200&h=180](http://zaxy.files.wordpress.com/2006/09/lagarto_5f200px.jpg?w=200&h=180)

\***Lagartija de las bromelias**, Bromeliad Lizard, *Anadia ocellata*, *Anadia altaserrania*, *Anadia blakei*, *Anadia bogotensis*, *Anadia hobarti*, *Anadia metallica*, *Anadia petersi*, *Anadia rhombifera*, *Anadia steyeri*, *Anadia vittata*



Forest Arthroseps, *Arthroseps fluminensis*, *Arthroseps weneri*.



\**Bachia bresslaui*, *Bachia barbouri*, *Bachia cacerensis*, *Bachia dorbignyi*, *Bachia flavescens*, *Bachia guianensis*, *Bachia heteropa*, *Bachia intermedia*, *Bachia panoplia*, *Bachia peruana*, *Bachia scolecoides*, *Bachia talpa*



\* **Microteído de Rodriguez**, Rodrigues' Microteiid, *Calyptommatus nicterus*, *Calyptommatus leiolepis*, *Calyptommatus sinebrachiatus*

\***Lagartija de los tacurúes**, Black Striped Forest Lizard, *Cercosaura ocellata*



<http://www.unb.br/ib/zoo/grcolli/alunos/daniel/Cocellata.jpg>

\* **Teido de Vanzolini**, Vanzolini's Teiid, *Colobodactylus dalcyanus*, *Colobodactylus taunayi*



\* Amaral's Colobosaura *Colobosaura mentalis*, *Colobosaura kraepelini*, *Colobosaura modesta*

\***Corcho de agua**, Rough Teiid, *Echinosaura horrida*



<http://i203.photobucket.com/albums/aa317/bsuson/Ecuador%20Nov-Feb%2007/Ecuador%20dec%2007/echinosaurahorrida.jpg>

\*Gymnophthalmid Lizard, *Ecleopus gaudichaudii*



\* **Tego de sol de nariz punteaguda**, Sharp-snouted Sun Tegus, *Euspondylus acutirostri*, *Euspondylus goeleti*, *Euspondylus maculatus*, *Euspondylus phelpsorum*, *Euspondylus rahmi*, *Euspondylus spinalis*.



\* **Culebrina de los arenales**, Underwood's spectacled tegu, *Gymnophthalmus underwoodi*; *Gymnophthalmus cryptus*, *Gymnophthalmus lineatus*, *Gymnophthalmus pleii*, *Gymnophthalmus speciosus*, *Gymnophthalmus vanzoi*



\* **Teído de Río Janiero**, Rio de Janeiro Teiid, *Heterodactylus imbricatus*, *Heterodactylus lundii*



[http://calphotos.berkeley.edu/imgs/512x768/0000\\_0000/0807/1045.jpeg](http://calphotos.berkeley.edu/imgs/512x768/0000_0000/0807/1045.jpeg)

\* **Ifisa, karecha, Lagartija negra brillante**, Glossy Shade Lizard, *Iphisa elegans*



\* **Lagartija común de las raíces**, Common forest lizard, *Leposoma parietale*; *Leposoma baturitensis*, *Leposoma guianense*, *Leposoma hexalepis*, *Leposoma ioanna*, *Leposoma nanodactylus*, *Leposoma osvaldoi*, *Leposoma percarinatum*, *Leposoma rugiceps*, *Leposoma scincoides*, *Leposoma southi*



\**Macropholidus ataktolepis*, *Macropholidus ruthveni*



\* **Lagarto de cola azul**, *Micrablepharus atticolus*, *Micrablepharus maximiliani*



\* **Lagartija de agua paticorta**, Short-legged water Lizard, Uzzell's Neusticurus, *Neusticurus apodemus*, *Neusticurus bicarinatus*, *Neusticurus cochranae*, *Neusticurus eupleopus*, *Neusticurus juruazensis*, *Neusticurus medemi*, *Neusticurus ocellatus* , *Neusticurus rudis* , *Neusticurus strangulatus*, *Neusticurus tatei*



\* **Lagartija listada**, River Teiid, *Opipеuter xestus*

\* **Teyucito marrón, lagartija chica**, Schreibers' Many-fingered Teiid, *Pantodactylus schreibersii*; *Pantodactylus quadrilineatus*



<http://www.unb.br/ib/zoo/grcolli/guia/images/SCHREIBE1.JPG>

\* **Lagartija minadora**, Peters' Pholidobolus, *Pholidobolus affinis*, *Pholidobolus anomalus*, *Pholidobolus huancabambae*, *Pholidobolus macbrydei*, *Pholidobolus prefrontalis*

\* **Lagarto brasileño de Cunha**, Cunha's Brazilian Lizard, *Placosoma cipoense*, *Placosoma cordylinum*, *Placosoma glabella*

\* **Prionodactylus de labios blancos**, White-lipped Prionodactylus, *Prionodactylus argulus*, *Prionodactylus eigenmanni*, *Prionodactylus manicatus*, *Prionodactylus oshaughnessyi*, *Prionodactylus dicrus*, *Prionodactylus vertebralis*



[http://farm1.static.flickr.com/103/368515048\\_e04d97c1cc.jpg?v=0](http://farm1.static.flickr.com/103/368515048_e04d97c1cc.jpg?v=0)

\* **Lagartija luminosa de Trinidad**, Trinidad luminous lizard, *Proctoporus shrevei*, *Procellosaurinus erythrocerus*, *Procellosaurinus tetradactylus*, *Proctoporus achlyens*,

*Proctoporus balneator*, *Proctoporus bolivianus* , *Proctoporus cashcaensis*, *Proctoporus guentheri*, *Proctoporus hypostictus*, *Proctoporus laevis*, *Proctoporus meleagris*, *Proctoporus orcesi*, *Proctoporus petrorum*, *Proctoporus raneyi*, *Proctoporus striatus*, *Proctoporus unicolor*, *Proctoporus vespertinus*, *Proctoporus vietus*



\* *Psilophthalmus*, *Psilophthalmus paeminosus*

\* **Lagarto de grandes escamas de Werner**, Werner's Largescale Lizard, *Ptychoglossus bicolor* , *Ptychoglossus danieli* , *Ptychoglossus eurylepis*, *Ptychoglossus festae*, *Ptychoglossus gorgonae*, *Ptychoglossus kugleri*, *Ptychoglossus myersi*, *Ptychoglossus nicefori* , *Ptychoglossus plicatus*, *Ptychoglossus romaleos*, *Ptychoglossus stenolepis*, *Ptychoglossus vallensis*

\* White-spotted Riolama, *Riolama leucostictus*

\* **Teido de Pernambuco**, Pernambuco Teiid, *Stenolepis ridleyi*



[http://farm4.static.flickr.com/3452/3291634830\\_4392045270\\_m.jpg](http://farm4.static.flickr.com/3452/3291634830_4392045270_m.jpg)

\* **Lagartija**, Key Tegu, *Teuchocercus keyi*

\* **Tegu suave**, Smooth tegu, *Tretioscincus agilis*, *Tretioscincus bifasciatus*, *Tretioscincus oriximinensis*



[http://www.tresorrainforest.org/foto/Tretioscincus\\_agilis.jpg](http://www.tresorrainforest.org/foto/Tretioscincus_agilis.jpg)

\* **Lagartija cola roja**, Redtail Tegu, *Vanzosaura rubricauda*



<http://www.unb.br/ib/zoo/grcolli/jalapao/Vanzosaura.jpg>

4.-FAMILIA **Lacertidae**: lagartos "verdaderos" del Viejo Mundo. Patas bien desarrolladas, escamas pequeñas en el dorso, grandes en el vientre y la cabeza. Incluye las lagartijas (género *Podarcis*). Eurasia y Africa, sobre todo en la región mediterránea. 200 especies.

\***Lagartija Colirroja**, Red-tailed Spiny-footed Lizard, *Acanthodactylus erythrurus*; *Acanthodactylus grandis*, *Acanthodactylus aureus*, *Acanthodactylus bedriagai*, *Acanthodactylus blanci*, *Acanthodactylus boueti*, *Acanthodactylus cantoris*, *Acanthodactylus dumerilii*, *Acanthodactylus erythrurus*, *Acanthodactylus haasi*, *Acanthodactylus longipes*, *Acanthodactylus masirae*, *Acanthodactylus nilsoni*, *Acanthodactylus orientalis*, *Acanthodactylus pardalis*, *Acanthodactylus robustus*, *Acanthodactylus savignyi*, *Acanthodactylus schmidtii*, *Acanthodactylus tilburyi*, *Acanthodactylus yemenicus*



\***Lagarto Alpino**, Alpine Meadow Lizard, *Adolfus alleni*, *Adolfus africanus*, *Adolfus jacksoni*, *Adolfus vauereselli*



\*Dalmatian Algyroides, *Algyroides nigropunctatus*, *Algyroides fitzingeri*, *Algyroides marchi*, *Algyroides moreoticus*



\***Lagarto roca de Southpansberg**, Soutpansberg Rock Lizard, *Australolacerta rupicola*, *Australolacerta australis*

\* **Lagarto Valentin**, Valentin's Rock Lizard, Valentin's Lizard, *Darevskia valentini*, *Darevskia alpina*, *Darevskia bendimahiensis*, *Darevskia caucasica*, *Darevskia dahli*, *Darevskia mixta*, *Darevskia parvula*, *Darevskia praticola*, *Darevskia raddei*, *Darevskia saxicola*, *Darevskia uzzelli*.



\* **Lagarto corredor**, Steppe runner, *Eremias arguta*, *Eremias acutirostris*, *Eremias buechneri*, *Eremias fasciata*, *Eremias grammica*, *Eremias intermedia*, *Eremias lineolata*, *Eremias multiocellata*, *Eremias nikolskii*, *Eremias persica*, *Eremias quadrifrons*, *Eremias regeli*, *Eremias scripta*, *Eremias suphani*, *Eremias velox*



\* **Lagarto de las Islas Canarias**, Tenerife Lizard, *Gallotia galloti*; *Gallotia atlantica*, *Gallotia caesaris*, *Gallotia intermedia*, *Gallotia simonyi*



\* **Lagarto verde de escamas quilladas**, Green Keel-bellied Lizard, *Gastropholis prasina*; *Gastropholis echinata*, *Gastropholis tropidopholis*, *Gastropholis vittata*



\* **Corredor de la mañana**, Bushveld Lizard, Mourning Racerunner, *Heliobolus lugubris*, *Heliobolus neumanni*, *Heliobolus spekii*



[http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/NamibiaPhotos/Heliobolus\\_lugubris\\_adult.JPG](http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/NamibiaPhotos/Heliobolus_lugubris_adult.JPG)  
<http://sarca.adu.org.za/images/pedioplanis.jpg>

\* **Lagarto arborícola de cola azul**, Blue-tailed Tree Lizard, *Holaspis guentheri*



\***Lagarto de escamas rugosas con capa**, Cape Rough-scaled Lizard, *Ichnotropis grandiceps*, *Ichnotropis bivittata*, *Ichnotropis capensis*, *Ichnotropis microlepidota* , *Ichnotropis squamulosa*, *Ichnotropis tanganicana*



[http://farm2.static.flickr.com/1408/1270061292\\_3035cea58e.jpg?v=0](http://farm2.static.flickr.com/1408/1270061292_3035cea58e.jpg?v=0)

\* **Lagarto Verde**, Green Lizard, *Lacerta viridis*; *Lacerta agilis*, *Lacerta aranica*, *Lacerta bilineata*, *Lacerta brandtii*, *Lacerta cappadocica*, *Lacerta cyanura*, *Lacerta danfordi*, *Lacerta dryada*, *Lacerta fraasii*, *Lacerta graeca*, *Lacerta herseyi*, *Lacerta jayakari*, *Lacerta kulzeri*, *Lacerta laevis*, *Lacerta media*, *Lacerta monticola*, *Lacerta oertzeni*, *Lacerta parva*, *Lacerta perspicillata*, *Lacerta steineri*, *Lacerta trilineata*, *Lacerta zagrosica*



\* **Lagarto Egipcio**, Tanzanian Red Rock Lizard, Egyptian Red Sand Lizard, Lacerta, Southern long-tailed lizard, *Latastia longicaudata*, *Latastia boscai*, *Latastia cherkii*, *Latastia doriai*, *Latastia johnstonii*, *Latastia lanzai*, *Latastia ornata*, *Latastia siebenrocki*, *Latastia taylora*



[http://worldwidefauna.com/catalog/images/gallery/409/Latastia\\_longicaudata.jpg](http://worldwidefauna.com/catalog/images/gallery/409/Latastia_longicaudata.jpg)

\* **Lagarto del desierto de Knox**, Knox's Desert Lizard, *Meroles knoxii*; *Meroles anchietae*, *Meroles ctenodactylus*, *Meroles micropholidotus*, *Meroles reticulatus*, *Meroles suborbitalis*



\***Corredor del desierto**, Hadramawt Sand Lizard, *Mesalina adramitana*, *Mesalina balfouri*, *Mesalina ercolinii*, *Mesalina guttulata*, *Mesalina Martini*, *Mesalina olivieri*, *Mesalina pasteuri*, *Mesalina rubropunctata*, *Mesalina simoni*, *Mesalina watsonana*



[http://farm4.static.flickr.com/3186/2541081365\\_c043f05618.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3186/2541081365_c043f05618.jpg?v=0)  
[http://farm4.static.flickr.com/3456/3404432445\\_38f18308f3.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3456/3404432445_38f18308f3.jpg?v=0)

\* **Lagarto Manchado de las arenas**, Spotted Sandveld Lizard, *Nucras intertexta*, *Nucras boulengeri*, *Nucras caesicaudata*, *Nucras livida*, *Nucras scalaris*, *Nucras taeniolata*



<http://sarca.adu.org.za/images/nucras.jpg>

\*Leschenault's Snake Eye, Leschenault's, Cabrita, *Ophisops leschenaultii*, *Ophisops beddomei*, *Ophisops elegans*, *Ophisops jerdonii*, *Ophisops minor*, *Ophisops occidentalis*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/c/c1/Ophisops\\_leschenaultii\\_ad.jpg/800px-Ophisops\\_leschenaultii\\_ad.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/c/c1/Ophisops_leschenaultii_ad.jpg/800px-Ophisops_leschenaultii_ad.jpg)

\* **Lagarto de arena de Husaben**, Husaben Sand Lizard, *Pedioplanis husabensis*, *Pedioplanis breviceps*, *Pedioplanis gaerdesi*, *Pedioplanis laticeps*, *Pedioplanis namaquensis*, *Pedioplanis rubens*, *Pedioplanis undata*



<http://www.hardaker.co.za/r-husabsandlizard1.jpg>

\* **Lagarto sureño de cola anaranjada**, Southern Orangetail Lizard, *Philochortus intermedius*, *Philochortus hardeggeri*, *Philochortus lhotzi*, *Philochortus neumanni*, *Philochortus phillipsi*, *Philochortus spinalis*, *Philochortus zolii*



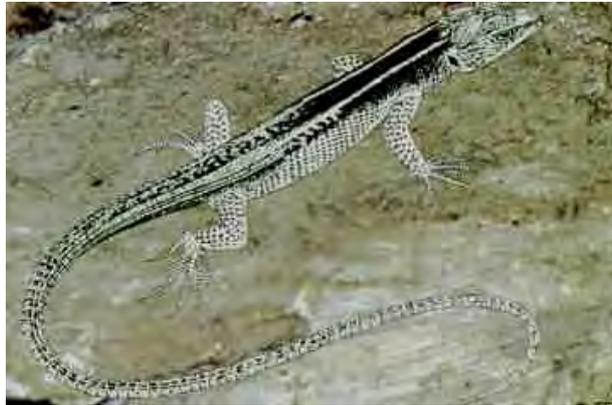
<http://www.biolib.cz/IMG/GAL/43741.jpg>

\* **Lagarto de pared**, Common Wall Lizard, *Podarcis muralis*, *Podarcis bocagei*, *Podarcis dugesii*, *Podarcis filfolensis*, *Podarcis gaigeae*, *Podarcis hispanica*, *Podarcis lilfordi*,

*Podarcis milensis* , *Podarcis pityusensis*, *Podarcis raffonei*, *Podarcis sicula*, *Podarcis taurica*, *Podarcis wagleriana*



\***Lagartija colilarga oscura**, West African Striped Lizard, *Poromera fordii*



<http://museovirtual.csic.es/salas/guinea/biodiversidad/reptiles/img/07rept.jpg>

\* **Lagarto de cola larga** *Psammodromus algirus*, *Psammodromus blanci*, *Psammodromus hispanicus*, *Psammodromus microdactylus*



[http://www.club100.net/species/P\\_algirus/P\\_algirus\\_Cazorla\\_Spanien\\_0305\\_TS4.jpg](http://www.club100.net/species/P_algirus/P_algirus_Cazorla_Spanien_0305_TS4.jpg)

\* Brenner's Racerunner, *Pseuderemias brenneri*, *Pseuderemias erythrostickta*, *Pseuderemias mucronata*, *Pseuderemias savagei*, *Pseuderemias striatus*

\* Amur Grass Lizard, *Takydromus amurensis*, *Takydromus dorsalis*, *Takydromus formosanus*, *Takydromus intermedius*, *Takydromus kuehnei*, *Takydromus sauteri*, *Takydromus sylvaticus*, *Takydromus toyamai*, *Takydromus wolteri*



[http://nre.me.go.kr/webmng/data/pic\\_big/M0763\\_1.jpg](http://nre.me.go.kr/webmng/data/pic_big/M0763_1.jpg)

\* **Lagarto ocelado**, Ocellated lizard, Eyed lizard, Jeweled lizard, *Timon lepidus*, *Timon pater*, *Timon princeps*



[http://reptilvar.free.fr/Timon\\_lepidus\\_BM.jpg](http://reptilvar.free.fr/Timon_lepidus_BM.jpg)

\* Cape Mountain Lizard, *Tropidosaura gularis*, *Tropidosaura cottrelli*, *Tropidosaura essexi*, *Tropidosaura montana*



5.-FAMILIA **Scincidae**: tendencia a la reducción de extremidades. Suelen tener escamas imbricadas lisas que les dan aspecto de pez. Distribución mundial. 1.300 especies.

\***Lagartija de Pannonia**, Snake-eyed Skink, *Ablepharus kitaibelii*, *Ablepharus bivittatus*, *Ablepharus chernovi*, *Ablepharus darvazi*, *Ablepharus grayanus*, *Ablepharus pannonicus*.



\* **Escinco sin patas de la costa**, Coastal Legless Skink, *Acontias litoralis*, *Acontias breviceps*, *Acontias gracilicauda*, *Acontias meleagris*, *Acontias percivali*.



\* **Diving Skink**, *Amphiglossus astrolabi*, *Amphiglossus ardouini*, *Amphiglossus decaryi*, *Amphiglossus gastrostictus*, *Amphiglossus intermedius*, *Amphiglossus johannae*, *Amphiglossus mandokava*, *Amphiglossus minutus*, *Amphiglossus ornaticeps*, *Amphiglossus*

*polleni*, *Amphiglossus punctatus*, *Amphiglossus reticulatus*, *Amphiglossus stumpffi*,  
*Amphiglossus valhallae*, *Amphiglossus waterloti*

\* **Gusano-Escinco zanquilargo**, Long-legged worm-skink, Five-clawed Worm-skink,  
*Anomalopus mackayi*, *Anomalopus brevicollis*, *Anomalopus gowi*, *Anomalopus leuckartii*,  
*Anomalopus pluto*, *Anomalopus swansoni*, *Anomalopus verreauxi*



[http://www.epa.qld.gov.au/images/nature\\_conservation/wildlife/endangered/clip\\_image002\\_0003.jpg](http://www.epa.qld.gov.au/images/nature_conservation/wildlife/endangered/clip_image002_0003.jpg)  
<http://i.pbase.com/t1/23/341923/4/58540352.AnomacR1374b.jpg>

\* **Escinco chino**, Chinese short-limbed skink, Chinese Ateuchosauru, *Ateuchosaurus chinensis*, *Ateuchosaurus pellopleurus*



\* **Escinco manchado de Madras**, Madras Spotted Skink, *Barkudia insularis*, *Barkudia melanosticta*

\* **Escinco de 3 líneas**, Three-lined Skink, Bold-striped Cool-skink, *Bassiana duperreyi*,  
*Bassiana platynota*, *Bassiana trilineata*



<http://museumvictoria.com.au/pages/1652/image001.jpg>

[http://3.bp.blogspot.com/\\_smddTbwz7Ow/SOMrLBmVcEI/AAAAAAAAA3Q/a4XMOuSTp3k/s1600-h/Skink-9-Backyard-2008-10-01.jpg](http://3.bp.blogspot.com/_smddTbwz7Ow/SOMrLBmVcEI/AAAAAAAAA3Q/a4XMOuSTp3k/s1600-h/Skink-9-Backyard-2008-10-01.jpg)

\* Graceful Short-legged Skink, *Brachymeles gracilis*, *Brachymeles apus*, *Brachymeles bicolor*, *Brachymeles cebuensis*, *Brachymeles elerae*, *Brachymeles hilong*, *Brachymeles minimus*, *Brachymeles pathfinderi*, *Brachymeles samarensis*, *Brachymeles talinis*, *Brachymeles vermis*, *Brachymeles wrighti*.



[http://i262.photobucket.com/albums/ii111/gwapo\\_akolang/P8280252.jpg](http://i262.photobucket.com/albums/ii111/gwapo_akolang/P8280252.jpg)

\* Northern Litter Skink, *Caledoniscincus aquilonius*, *Caledoniscincus auratus*, *Caledoniscincus chazeau*, *Caledoniscincus festivus*, *Caledoniscincus haplorhinus*, *Caledoniscincus orestes*, *Caledoniscincus renevieri*, *Caledoniscincus terma*.



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/c\\_aquilonius\\_m\\_2.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/c_aquilonius_m_2.jpg)

\* Scute-snouted Calyptotis, *Calyptotis scutirostrum*, *Calyptotis lepidorostrum*, *Calyptotis ruficauda*, *Calyptotis temporalis*



[http://farm1.static.flickr.com/163/405395958\\_f03b701c4a.jpg?v=0](http://farm1.static.flickr.com/163/405395958_f03b701c4a.jpg?v=0)  
[http://farm4.static.flickr.com/3133/3200139021\\_5f26c9fdb1.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3133/3200139021_5f26c9fdb1.jpg?v=0)

\* Brown four-fingered skink, *Carlia fusca*; *Carlia amax*, *Carlia bicarinata*, *Carlia coensis*, *Carlia dogare*, *Carlia gracilis*, *Carlia jarnoldae*, *Carlia longipes*, *Carlia munda*, *Carlia prava*, *Carlia rimula*, *Carlia rostralis*, *Carlia rufilatus*, *Carlia scirtetis*, *Carlia storri*, *Carlia triacantha*, *Carlia vivax*



\* Fence Skink, *Cryptoblepharus virgatus*; *Cryptoblepharus ater*, *Cryptoblepharus burdeni*, *Cryptoblepharus cursor*, *Cryptoblepharus degrijsi*, *Cryptoblepharus eximius*, *Cryptoblepharus fuhni*, *Cryptoblepharus gloriosus*, *Cryptoblepharus keiensis*, *Cryptoblepharus litoralis*, *Cryptoblepharus mohelicus*, *Cryptoblepharus pallidus*, *Cryptoblepharus renschi*, *Cryptoblepharus sumbawanus*



\* **Escinco arborícola**, Brown tree skink, Gray Dasia, Big Tree Skink, *Dasia grisea*, *Dasia haliana*, *Dasia nicobarensis*, *Dasia olivacea*, *Dasia semicincta*.



[http://www.ecologyasia.com/images-a-j/brown-tree-skink\\_0047.jpg](http://www.ecologyasia.com/images-a-j/brown-tree-skink_0047.jpg)

\* **Escinco de Cunningham**, Cunningham's Spiny-tailed Skink, Cunningham's Skink, *Egernia cunninghami*; *Egernia arnhemensis*, *Egernia depressa*, *Egernia frerei*, *Egernia hosmeri*, *Egernia inornata*, *Egernia kingii*, *Egernia luctuosa*, *Egernia major*, *Egernia modesta*, *Egernia pulchra*, *Egernia rugosa*, *Egernia slateri*, *Egernia striata*, *Egernia whitii*



\* **Escinco gigante rayado**, White-striped Cape Skink, White-banded giant skink, *Eugongylus albofasciolatus*, *Eugongylus microlepis*, *Eugongylus rufescens*, *Eugongylus sulaensis*, *Eugongylus unilineatus*.



[http://farm3.static.flickr.com/2082/2227474944\\_78f61c4bfc.jpg?v=0](http://farm3.static.flickr.com/2082/2227474944_78f61c4bfc.jpg?v=0)

\* **Lincer de barranco, Sincidio, Lagartija de cola azul**, Mountain skink, *Eumeces callicephalus*; *Eumeces anthracinus* (coal skink), *Eumeces barbouri*, *Eumeces copei*, *Eumeces dugesii*, *Eumeces egregius* (mole skink), *Eumeces fasciatus* (five-lined skink), *Eumeces gilberti* (Gilbert's skink), *Eumeces inexpectatus* (southeastern five-lined skink), *Eumeces kishinouyei*, *Eumeces laticeps* (broad-headed skink), *Eumeces liui*, *Eumeces multivirgatus* (many-lined skink), *Eumeces obsoletus* (great plains skink), *Eumeces parvulus*, *Eumeces septentrionalis* (prairie skink), *Eumeces tetragrammus* (four-lined skink)



\* Western Forest Feylinia, *Feylinia currori*, *Feylinia boulengeri*, *Feylinia elegans*, *Feylinia grandisquamis*, *Feylinia polylepis*.



\*Fojia Skink, *Fojia bumui*



[http://www.pbif.org/images/bish/Fojia\\_bumui.jpg](http://www.pbif.org/images/bish/Fojia_bumui.jpg)

\* Greer's Island Skink, *Geomyersia glabra*, *Geomyersia coggeri*,

\* Brown-tailed Bar-lipped Skink, Grey-tailed Skink, *Glaphyromorphus fuscicaudis*, *Glaphyromorphus antoniorum*, *Glaphyromorphus butlerorum*, *Glaphyromorphus cracens*, *Glaphyromorphus douglasi*, *Glaphyromorphus emigrans*, *Glaphyromorphus gracilipes*, *Glaphyromorphus isolepis*, *Glaphyromorphus mjobergi*, *Glaphyromorphus nigricaudis*, *Glaphyromorphus pardalis*, *Glaphyromorphus timorensis*.



Greg Calvert (C)

\* Gracile Burrowing Skink, Sadlier's Skink, *Graciliscincus shonae*



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/g\\_shonae.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/g_shonae.jpg)

\* **Escinco sordo de 3 dedos**, Three-toed Earless Skink, *Hemiergus decrensiensis*, *Hemiergus initialis*, *Hemiergus millewae*, *Hemiergus peronii*, *Hemiergus quadrilineatum*.



<http://museumvictoria.com.au/pages/1660/image001.jpg>  
<http://www.kingsnake.com/oz/lizards/skinks/hdecreaien.jpg>

*Isopachys anguinoides*, *Isopachys borealis*, *Isopachys gyldenstolpei*, *Isopachys roulei*

*Janetaescincus braueri*, *Janetaescincus veseysfitzgeraldi*

*Lacertoides pardalis*

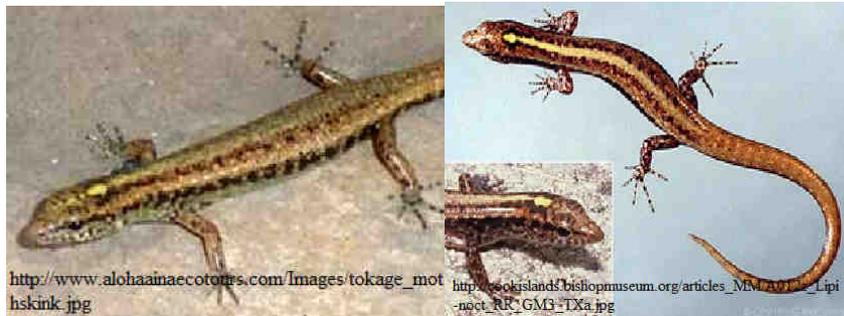
\* **Escinco Esmeralda**, **Escinco verde arborícola**, Emerald skink, Green tree skink, *Lamprolepis smaragdina*; *Lamprolepis leucosticta*, *Lamprolepis nieuwenhuisi*, *Lamprolepis vyneri*



\* **Escinco de Jardín**, **Escinco metálico**, Garden skink, Metallic skink, *Lampropholis delicata*; *Lampropholis adonis*, *Lampropholis caligula*, *Lampropholis coggeri*, *Lampropholis elongata*, *Lampropholis guichenoti*, *Lampropholis mirabilis*, *Lampropholis robertsi*



\* **Escinco moteado**, Moth skink, *Lipinia noctua*; *Lipinia auriculata*, *Lipinia cheesmanae*, *Lipinia leptosoma* (pandanus skink), *Lipinia miangensis*, *Lipinia occidentalis*, *Lipinia pulchella*, *Lipinia quadrivittata*, *Lipinia rabori*, *Lipinia semperi*, *Lipinia venemai*, *Lipinia zamboangensis*



\* **Escinco de oro**, Common Sun Skink, Many-striped skink, *Mabuya multifasciata*, *Mabuya affinis*, *Mabuya arajara*, *Mabuya bayonii*, *Mabuya bistriata* (shiny lizard), *Mabuya bocagii*, *Mabuya brauni*, *Mabuya caissara*, *Mabuya clivicola*, *Mabuya croizati*, *Mabuya delalandii*, *Mabuya dumasi*, *Mabuya elegans*, *Mabuya ferrarai*, *Mabuya frenata*, *Mabuya gansi*, *Mabuya geisthardti*, *Mabuya heathi*, *Mabuya hildae*, *Mabuya indeprensa*, *Mabuya ivensii*, *Mabuya laevis*, *Mabuya lineolata*, *Mabuya mabouya*, *Mabuya nigropunctata*, *Mabuya occidentalis*, *Mabuya perrotetii*, *Mabuya quadratilobus*, *Mabuya rudis*, *Mabuya sakalava*, *Mabuya spinalis*, *Mabuya striata*, *Mabuya tandrefana*, *Mabuya tytleri*, *Mabuya unimarginata*, *Mabuya varia*, *Mabuya vezo*, *Mabuya wingati*, *Mabuya wrightii*



\* Marble-throated Skink, *Marmorosphax tricolor*, *Marmorosphax euryotis*,



[http://www.australianmuseum.net.au/herpetology/images/research/m\\_tricolour\\_m.jpg](http://www.australianmuseum.net.au/herpetology/images/research/m_tricolour_m.jpg)

\* **Escinco enano**, Top End Dwarf Skink, *Menetia alanae*, *Menetia concinna*, *Menetia greyii*, *Menetia koshlandae*, *Menetia maini*, *Menetia sadlieri*, *Menetia timlowi*.



\***Escinco fuego o fuego verdadero**, African fire skink, *Mochlus fernandi*, *Mochlus brevicaudis*, *Mochlus guineensis*, *Mochlus sundevalli*.



[http://piclib.nhm.ac.uk/piclib/webimages/0/33000/500/33552\\_big.jpg](http://piclib.nhm.ac.uk/piclib/webimages/0/33000/500/33552_big.jpg)  
<http://img444.imageshack.us/img444/4898/mochlusferandi26cs3.jpg>

\* Greer's Dwarf Skink, Greer's Elf Skink, *Nannoscincus greeri*, *Nannoscincus maccoyi*, *Nannoscincus rankini*, *Nannoscincus slevini*



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/n\\_greeri.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/n_greeri.jpg)

\* **Escinco de arena de Florida**, Florida sand skink, *Neoseps reynoldsi*



\* **Escinco de la nieve sureño**, Southern Snow Skinks, *Niveoscincus microlepidotus*, *Niveoscincus coventryi*, *Niveoscincus greeni*, *Niveoscincus ocellatus*, *Niveoscincus palfreymani*, *Niveoscincus pretiosus*



\* **Escinco bereber o argelino**, Algerian Skink, *Novoeumeces algeriensis*, *Novoeumeces blythianus*, *Novoeumeces schneideri*.



\* **Escinco sin miembros jordano**, Jordan Limbless Skink, Latast's Snake Skink, *Ophiomorus latastii*, *Ophiomorus blanfordi*, *Ophiomorus chernovi*, *Ophiomorus nuchalis*, *Ophiomorus persicus*, *Ophiomorus raithmai*, *Ophiomorus streeti*, *Ophiomorus tridactylus*.



\* Short-limbed Snake-skink, *Ophioscincus truncatus*, *Ophioscincus cooloolensis*, *Ophioscincus ophioscincus*.

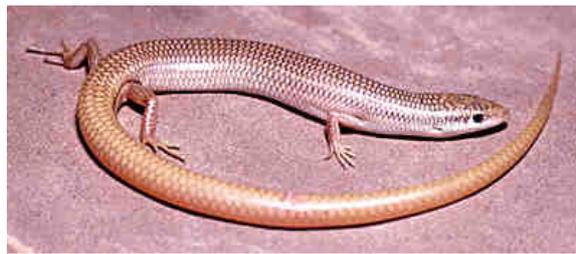


<http://www.ddwfauna.com.au/Ophioscinciscus%20truncatus.jpg>

\* Ruwenzori Lidless Skink, *Panaspis nimbaensis*, *Panaspis africana*, *Panaspis breviceps*, *Panaspis cabindae*, *Panaspis helleri*, *Panaspis kitsoni*, *Panaspis maculicollis*, *Panaspis quattuordigitata*, *Panaspis rohdei*, *Panaspis thomasi*, *Panaspis wahlbergi*

\* **Escinco de piedra**, Stone skink, *Paracontias brocchii*, *Paracontias hildebrandti*, *Paracontias holomelas*, *Paracontias milloti*, *Paracontias rothschildi*

\* Red-tailed Soil-crevice Skink, Kinghorn's Small Skink, *Proablepharus kinghorni*, *Proablepharus reginae*, *Proablepharus tenuis*.



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/fieldwork/stuart\\_021.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/fieldwork/stuart_021.jpg)

\* **Escinco de Baudin**, Great Bight Cool-skink; Baudin's Skink, *Pseudemoia baudini*, *Pseudemoia cryodroma*, *Pseudemoia entrecasteauxii*, *Pseudemoia pagenstecheri*, *Pseudemoia rawlinsoni*, *Pseudemoia spenceri*.



\* Shade-skink, Pale-lipped Shadescink, *Saproscinciscus basiliscus*, *Saproscinciscus challengeri*, *Saproscinciscus hannahae*, *Saproscinciscus lewisi*, *Saproscinciscus mustelinus*, *Saproscinciscus rosei*, *Saproscinciscus spectabilis*, *Saproscinciscus tetradactylus*



<http://i31.photobucket.com/albums/c386/moloch05/mission%20beach/Sep08/LaceyCreek/SaproscincusBasiliscus2.jpg>

\* **Lagartija nortea**, Little Brown Skink, Ground skink, *Scincella lateralis*, *Scincella barbouri*, *Scincella capitanea*, *Scincella doriae*, *Scincella forbesora*, *Scincella gemmingeri*, *Scincella huanrenensis*, *Scincella inconspicua*, *Scincella macrotis*, *Scincella modesta*, *Scincella przewalskii*, *Scincella reevesii*, *Scincella sylvicola*, *Scincella travancorica*, *Scincella victoriana*.



[http://fwie.fw.vt.edu/VHS/reptiles/lizards/little-brown-skink/Little%20Brown%20Skink%20\(Scincella%20lateralis\)011.JPG](http://fwie.fw.vt.edu/VHS/reptiles/lizards/little-brown-skink/Little%20Brown%20Skink%20(Scincella%20lateralis)011.JPG)

\* Angola Skink, *Sepsina angolensis*, *Sepsina alberti*, *Sepsina bayoni*, *Sepsina copei*, *Sepsina tetradactyla*



\* Cuming's Sphenomorphus, *cumingi*, *Sphenomorphus abdictus*, *Sphenomorphus anotus*, *Sphenomorphus assatus*, *Sphenomorphus beyeri*, *Sphenomorphus bruneus*, *Sphenomorphus*

*cherriei*, *Sphenomorphus cinereus*, *Sphenomorphus cranei*, *Sphenomorphus decipiens*, *Sphenomorphus diwata*, *Sphenomorphus fasciatus*, *Sphenomorphus forbesi*, *Sphenomorphus grandisonae*, *Sphenomorphus granulatus*, *Sphenomorphus haasi*, *Sphenomorphus incertus*, *Sphenomorphus indicus*, *Sphenomorphus jagori*, *Sphenomorphus jobiensis*, *Sphenomorphus knollmanae*, *Sphenomorphus kuehnei*, *Sphenomorphus lawtoni*, *Sphenomorphus llanosi*, *Sphenomorphus maculatus*, *Sphenomorphus maindroni*, *Sphenomorphus mimicus*, *Sphenomorphus muelleri*, *Sphenomorphus necopinatus*, *Sphenomorphus nitens*, *Sphenomorphus oligolepis*, *Sphenomorphus pratti*, *Sphenomorphus rarus*, *Sphenomorphus sabanus*, *Sphenomorphus schultzei*, *Sphenomorphus scutatus* palauan skink, *Sphenomorphus simus*, *Sphenomorphus stickeli*, *Sphenomorphus striolatus*, *Sphenomorphus tanneri*, *Sphenomorphus taylori*, *Sphenomorphus undulatus*, *Sphenomorphus vanheurni*, *Sphenomorphus victoria*, *Sphenomorphus wolffi*, *Sphenomorphus wrighti*.



\* **Escinco de Lengua azul**, Blotched blue-tongued lizard *Tiliqua nigrolutea*, *Tiliqua adelaidensis*, *Tiliqua gigas*, *Tiliqua multifasciata*, *Tiliqua occipitalis*, *Tiliqua scincoides* (eastern blue-tongued skink).



[http://farm1.static.flickr.com/38/80196346\\_8a3785aa6d.jpg?v=0](http://farm1.static.flickr.com/38/80196346_8a3785aa6d.jpg?v=0)

\* **Escinco cocodrilo de ojos rojos**, Red-eyed Crocodile Skink, *Tribolonotus gracilis*, *Tribolonotus annectens*, *Tribolonotus blanchardi*, *Tribolonotus novaeguineae*, *Tribolonotus ponceteti*, *Tribolonotus schmidti*.



\* Southern Whip-tailed Skink, *Tropidoscincus variabilis*, *Tropidoscincus aubrianus*, *Tropidoscincus rohsii*.



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/t\\_variabilis.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/research/t_variabilis.jpg)

\*Short Blind Dart Skink, *Typhlacontias brevipes*, *Typhlacontias gracilis*, *Typhlacontias johnsonii*, *Typhlacontias ngamiensis*, *Typhlacontias punctatissimus*, *Typhlacontias rohani*.



[http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/fieldwork/africa\\_25.jpg](http://www.austmus.gov.au/herpetology/images/fieldwork/africa_25.jpg)

6.-FAMILIA **Teiidae**: grupo equivalente a los lacértidos en el Nuevo Mundo. 100 especies.

\* **Corredor de la jungla**, Amazon Whiptail, *Ameiva ameiva*; *Ameiva auberi*, *Ameiva bifrontata*, *Ameiva bridgesii*, *Ameiva chaitzami*, *Ameiva corax*, *Ameiva dorsalis*, *Ameiva edracantha*, *Ameiva exsul*, *Ameiva fuscata*, *Ameiva griswoldi*, *Ameiva leberi*, *Ameiva lineolata*, *Ameiva major*, *Ameiva niceforoi*, *Ameiva orcesi*, *Ameiva plei*, *Ameiva polops*, *Ameiva quadrilineata*, *Ameiva septemlineata*, *Ameiva taeniura*, *Ameiva undulata*, *Ameiva vittata*, *Ameiva wetmorei*.



\* **Lagarto leopardo**, Leopard Lizard; *Callopistes flavipunctatus*, *Callopistes maculatus*



\* **Corredor de seis líneas**, *Cnemidophorus sexlineatus*, *Cnemidophorus arizonae*, *Cnemidophorus arubensis*, *Cnemidophorus burti*, *Cnemidophorus calidipes*, *Cnemidophorus costatus*, *Cnemidophorus cryptus*, *Cnemidophorus dixonii*, *Cnemidophorus exsanguis* Chihuahuan spotted whiptail, *Cnemidophorus flagellicaudus*, *Cnemidophorus gularis*, *Cnemidophorus gypsi*, *Cnemidophorus hyperythrus*, *Cnemidophorus inornatus*, *Cnemidophorus labialis*, *Cnemidophorus leachei*, *Cnemidophorus lemniscatus*, *Cnemidophorus marmoratus*, *Cnemidophorus martyr*, *Cnemidophorus mexicanus*, *Cnemidophorus nativo*, *Cnemidophorus neomexicanus*, *Cnemidophorus ocellifer*, *Cnemidophorus pai*, *Cnemidophorus parvisocius*, *Cnemidophorus rodecki*, *Cnemidophorus sackii*, *Cnemidophorus sonora* (sonoran spotted whiptail), *Cnemidophorus tigris*, *Cnemidophorus uniparens*, *Cnemidophorus vanzoi*, *Cnemidophorus velox*



\* **Lagartija dragón**, Crocodile Tegu, *Crocodilurus lacertinus*

\* **Cañan**, *Dicrodon guttulatum*; *Dicrodon heterolepis*, *Dicrodon holmbergi*



\* **Camaleón cabeza roja**, Northern Caiman Lizard, Dracena; *Dracaena guianensis*, *Dracaena paraguayensis*



\* Forest Whiptail, *Kentropyx pelviceps*, *Kentropyx altamazonica*, *Kentropyx borckiana*, *Kentropyx calcarata*, *Kentropyx intermedius*, *Kentropyx striatus*, *Kentropyx vanzoi*



\* **Lagarto verde**, *Teius oculatus*, *Teius teyou*



\* **Tejo común**, Golden Teju, *Tupinambis teguexin*; *Tupinambis duseni*, *Tupinambis longilineus*, *Tupinambis merianae*, *Tupinambis quadrilineatus*, *Tupinambis rufescens*



7.-FAMILIA **Xantusiidae**: lagartos nocturnos (algunas especies son activas de día). América. 19 especies.

\* Cuban night lizard, *Cricosaura typica*.



<http://www.kingsnake.com/westindian/cricosauratypica1.JPG>

\*lagartija-nocturna de Alvarez del Toro, Alvarez del Toro's Night Lizard, *Lepidophyma alvarezii*, *Lepidophyma chicoasensis*, *Lepidophyma dontomasi*, *Lepidophyma flavimaculatum*, *Lepidophyma gaigeae*, *Lepidophyma lipetzi*, *Lepidophyma lowei*, *Lepidophyma mayae*, *Lepidophyma micropholis*, *Lepidophyma obscurum*, *Lepidophyma occulor*, *Lepidophyma pajapanensis*, *Lepidophyma rádula*, *Lepidophyma sawini*, *Lepidophyma smithii*, *Lepidophyma tarascae*, *Lepidophyma tuxtlae*.



### **Bibliografía**

O'shea M. Halliday T. Manual de identificación Reptiles y Anfibios. Ed. Omega, S. A. Barcelona España 2001. Pp: 6-8, 12-15, 18, 19, 21-31, 33,44,53,54,58,70, 104, 109, 123, 132, 133, 152,153, 246, 247.

UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, Modulo III Reptiles y Aves Corredoras. Ed. UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua, México 1993. Pp:1-12,16-23, 31-68, 120-129, 139-159.

### **Internet**

<http://www.kenyalogy.com/esp/fauna/taxonlep.html>

<http://www.jcvi.org/reptiles/species.php>

## SERPIENTES

### CLASIFICACIÓN TAXONOMICA

#### ORDEN SQUAMATA

#### SUBORDEN CHOLOPHIDIA

Todas las serpientes pertenecientes a este suborden están extintas; consistía de 3 familias.

#### SUBORDEN SCOLECOPHIDIA: SERPIENTES CIEGAS

Son serpientes con la cabeza roma, cola corta, ojos vestigiales con solo bastones en su retina, hígado polilobulado. Son ovíparas, viven en madrigueras, tienen escamas lisas y suaves, sin escamas ventrales agrandadas y se alimentan de pequeñas presas (termitas y hormigas).

##### 1.- Familia Anomalepididae (16 spp)

**Culebra ciega, culebra de hilo mexicana, Mexican blind snake, Mexican threadsnake**  
*Anomalepis mexicanus; Anomalepis aspinosus Anomalepis colombia; Anomalepis flavapices*

**Culebra ciega cabecirosa, culebra ciega de nariz blanca, Pink-headed blind snake, white-snouted slender blindsnake**  
*Liotyphlops albirostris; Liotyphlops anops; Liotyphlops argaleus Liotyphlops beui; Liotyphlops ternetzii; Liotyphlops schubarti; Liotyphlops wilderi*



[http://attila.inbio.ac.cr:7777/pls/portal30/IMAGEDB.Get\\_bfile\\_image\\_old\\_code?p\\_oldimageId=36751&p\\_oldImageFile=5](http://attila.inbio.ac.cr:7777/pls/portal30/IMAGEDB.Get_bfile_image_old_code?p_oldimageId=36751&p_oldImageFile=5)

**Culebra ciega preocular, Preocular Blind Snake, Helminthophis praeocularis;**  
*Helminthophis flavoterminalis; Helminthophis frontalis*



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Culebra ciega pijiguaos, Typhlophis ayarzaguenai Typhlophis squamosus**



2.- Familia Typhlopidae: Serpientes Ciegas (230 spp)

**Culebra ciega bismarck**, *Acutotyphlops subocularis*; *Acutotyphlops infralabialis*;  
*Acutotyphlops kunuaensis*; *Acutotyphlops solomonis*



**Culebra ciega resplandeciente**, *Cyclotyphlops deharvengi*

**Serpiente ciega enana**, Southern Blind Snake, *Ramphotyphlops australis*; *Ramphotyphlops nigrescen*; *Ramphotyphlops bituberculatus*; *Ramphotyphlops centralis*; *Ramphotyphlops diversus*; *Ramphotyphlops exocoeti*; *Ramphotyphlops flaviventer*; *Ramphotyphlops ganei*; *Ramphotyphlops hamatus*; *Ramphotyphlops kimberleyensis*; *Ramphotyphlops leucoproctus*; *Ramphotyphlops margaretae*; *Ramphotyphlops pinguis*; *Ramphotyphlops robertsi* *Ramphotyphlops similis*; *Ramphotyphlops tovelli*; *Ramphotyphlops unguirostris*; *Ramphotyphlops wiedii*; *Ramphotyphlops yampiensis*



[http://mx.wrs.yahoo.com/\\_ylt=A0geumKOSIIIG9LsAva\\_O8Qt/SIG=121veo73i/EXP=1183488526/\\*\\*http%3A/members.iinet.net.au/~bush/waitii.html](http://mx.wrs.yahoo.com/_ylt=A0geumKOSIIIG9LsAva_O8Qt/SIG=121veo73i/EXP=1183488526/**http%3A/members.iinet.net.au/~bush/waitii.html)

**Culebra picuda de India**, Beak nosed worm snake, *Rhinotyphlops acutus*; *Rhinotyphlops boylei*; *Rhinotyphlops caecus*; *Rhinotyphlops debilis*; *Rhinotyphlops episcopus*; *Rhinotyphlops feae*; *Rhinotyphlops graueri*; *Rhinotyphlops kibarae*; *Rhinotyphlops lalandei*; *Rhinotyphlops newtoni*; *Rhinotyphlops pallidus*; *Rhinotyphlops*

*rufescens*; *Rhinotyphlops schlegelii* *Rhinotyphlops unitaeniatus*; *Rhinotyphlops wittei*



**Serpiente gusano de vientre rojizo reticulada**, Black Blind Snake *Typhlops reticulatus*; *Typhlops ahsanai*; *Typhlops beddomii*; *Typhlops caecatus*; *Typhlops diardii*; *Typhlops elegans*; *Typhlops floweri*; *Typhlops granti*; *Typhlops hectus*; *Typhlops inornatus*; *Typhlops jamaicensis*; *Typhlops klemmeri*; *Typhlops lankaensis*; *Typhlops madagascariensis*; *Typhlops ocularis*; *Typhlops platycephalus*; *Typhlops siamensi*; *Typhlops tenebrarum*; *Typhlops uluguruensis*; *Typhlops violaceus*; *Typhlops wilsoni*; *Typhlops yonenagae*; *Typhlops zenkeri*



<http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/pictures/Typhlopoidea.html>

**Culebra ciega de Madagascar**, Malagasy Blind Snake *Xenotyphlops grandidieri*



<http://www.strangeark.com/blog/labels/rediscovered.html>

### 3.- Familia Leptotyphlopidae: Serpientes Ciegas Delgadas (93 spp)

**Culebra ciega de Texas** Texas slender blind snake *Leptotyphlops dulcis*; *Leptotyphlops adleri*; *Leptotyphlops australis*; *Leptotyphlops bicolor*; *Leptotyphlops collaris*; *Leptotyphlops emini*; *Leptotyphlops filiformis*; *Leptotyphlops gracilior*; *Leptotyphlops humilis*; *Leptotyphlops jacobsoni*; *Leptotyphlops koppersi*; *Leptotyphlops labialis*; *Leptotyphlops maximus*; *Leptotyphlops nasalis*; *Leptotyphlops occidentalis*; *Leptotyphlops parkeri*; *Leptotyphlops reticulatus*; *Leptotyphlops subcrotillus*; *Leptotyphlops telloi*; *Leptotyphlops unguirostris*; *Leptotyphlops vellardi*; *Leptotyphlops wilsoni*



<http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/pictures/Typhlopoidea.html>

**Serpiente ciega de Youkounkoun, Villier's blind snakes** *Rhinoleptus koniagui*

### **SUBORDEN ALETHINOPHIDIA**

Incluye todas las serpientes excepto las ciegas. Presentan un cráneo articulado y algunos detalles en el palatino, laterosfenoide y otras características óseas.

1.- Familia Anomochilidae: Serpientes de tubo enanas. (2 spp)

**Culebra de pipa Leonard's, Dwarf Pipe Snake** *Anomochilus leonardi*; *Anomochilus weberi*



2.- Familia Cyliodrophidae: Serpientes de tubo asiáticas. (10 spp)

**Culebra de tubo de Sri Lanka,** Sri Lankan Pipesnake, Ceylon Pipe Snake *Cylindrophis maculatus*; *Cylindrophis aruensis*; *Cylindrophis boulengeri*; *Cylindrophis engkariensis*; *Cylindrophis isolepis*; *Cylindrophis lineatus*; *Cylindrophis opisthorhodus*; *Cylindrophis ruffus*; *Cylindrophis yamdena*



3.- Familia Uropeltidae: Serpientes cola de escudo. (47 spp)

**Culebra vientre rojo,** Mountain burrowing snakes *Brachyophidium rhodogaster*

**Culebra de dos bandas negras**, Two-lined Black Shieldtail, Iridescent Shieldtail  
*Melanophidium bilineatum*; *Melanophidium punctatum*; *Melanophidium wynaudente*



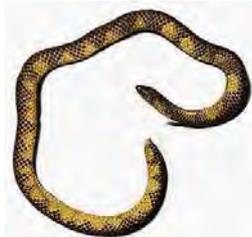
©Sandilya Theuerkauf

**Culebra de cabeza rojo púrpura**, Purple-red earth snake, *Teretrurus sanguineus*

**Culebra de Travancore**, Madurai Shield tail, Travancore Hills Thorntail Snake,  
*Platyplectrurus madurensis*; *Platyplectrurus trilineatus*



**Culebra De Günther's**, Günther's Burrowing Snake *Plectrurus guentheri*; *Plectrurus canaricus*; *Plectrurus aureus*; *Plectrurus perroteti*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/c/ce/Plectrurus\\_guentheri.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/c/ce/Plectrurus_guentheri.jpg)

**Culebra de rayas amarillas**, Gray's Earth snakes *Uropeltis melanogaster*; *Uropeltis arcticeps*; *Uropeltis beddomii*; *Uropeltis ceylanicus*; *Uropeltis dindigalensis*; *Uropeltis ellioti*; *Uropeltis liura*; *Uropeltis nitidus*; *Uropeltis ocellatus*; *Uropeltis petersi*;  
*Uropeltis rubromaculatus*; *Uropeltis smithi*  
*Uropeltis woodmasoni*



**Culebra de Trevelyan's**, Trevelyan's Earth snake *Rhinophis trevelyanus*; *Rhinophis blythii*; *Rhinophis dorsimaculatus*; *Rhinophis fergusonianus*; *Rhinophis oxyrhynchus*; *Rhinophis philippinus*; *Rhinophis sanguineus*



[http://mx.wrs.yahoo.com/\\_ylt=A0geumwGSYIGaKYAY2nO8Qt./SIG=127iv6umv/EXP=1183488646/\\*\\*http%3A//www.pdn.ac.lk/socs/zau/p/reptiles/snake2.html](http://mx.wrs.yahoo.com/_ylt=A0geumwGSYIGaKYAY2nO8Qt./SIG=127iv6umv/EXP=1183488646/**http%3A//www.pdn.ac.lk/socs/zau/p/reptiles/snake2.html)

**Culebra de Sry Lanka**, Large shield snake *Pseudotyphlops philippinus*



4.- Familia Aniliidae: Serpientes Tubo Rojas; Serpientes Pipa Americanas

**Serpiente De Coral Falsa De Sudamérica**, Pipe Snake *Anilius scytale*



<http://www.serpenti.it/classificazione/claniliidae.jpg>

5.- Familia Xenopeltidae: Serpientes Asiáticas irisadas (2 spp)

**Serpiente de rayo de sol**, Sunbeam Snake, *Xenopeltis unicolor*; *Xenopeltis hainanensis*



6.- Familia Loxocemidae: Serpientes neotropicales irisadas

**Pitón excavador mexicano, Pitón americano de hocico puntiagudo, Mexican burrowing pythons, New World Sunbeam Snake, *Loxocemus bicolor***



7.- Familia Boidae: Boas y Pitones (74spp)

**Subfamilia Boidae Boinae**

**Boa Rosada de Baja California, Rubber Boa, *Charina bottae*; *Charina trivirgata*; *Charina roseofusca*; *Charina trivirgata*; *Charina reinhardtii*; *Charina umbrática***



© 2006 William Flaxington

**Boa de Arena, Rough-scaled Sand Boa, *Eryx conicus*; *Eryx elegans*; *Eryx jaculus*; *Eryx jayakari*; *Eryx johnii*; *Eryx miliaris*; *Eryx somalicus*; *Eryx tataricus*; *Eryx whitakeri***



**Boa arenícola africana,** Kenyan Sand Boa *Gongylophis colubrinus*; *Gongylophis conicus*; *Gongylophis muelleri*



**Boa Constrictor, Mazacuata,** *Boa constrictor*, *Boa constrictor*; *Boa occidentales*

Esta especie cuenta con hasta 10 subespecies continentales e isleñas. Estas van de la oscura *Boa argentina (Boa constrictor occidentales)*, hasta las otras mucho más claras, pardas o grises y a menudo con la cola rojiza; especialmente en las jóvenes. Todas ellas tienen marca de “sillas de montar”. También hay una considerable variación de tamaño: algunas razas isleñas enanas como la *Boa isleña de Hog (B. c. imperator)* no superan 1 m, frente a los 4 m de las boas continentales. Las Boas constrictores son capaces de matar por constricción mamíferos bastante grandes pero no alcanzan las gigantescas dimensiones que algunos les atribuyen. No son peligrosas para los seres humanos aunque algunas pueden infligir dolorosos mordiscos, especialmente, las razas oscuras centroamericanas como la *Boa imperial (B. c. imperator)*.

\*Distribución: América Central y del Sur. Antillas menores. Desde terrenos arbolados secos hasta pluvisilvas. En México: Planicie del Golfo y Montañas del Norte, Depresión Central, Sierra Madre de Chiapas y Costa del Pacífico (0 a 1200m snm). Selvas tropicales perennifolias y caducifolias.

\* Hábitos: Terrestre / Arborícola / Acuática / Diurna / Nocturna y crepuscular.

\* Longitud: 2-4 m.

\*Dieta: Zoófaga (reptiles, aves y mamíferos).

\*Reproducción: Vivípara (12 a 75 crías).

\*Estatus: NOM-94 A Común (vulnerable). O’Shea y Halliday, 2001).



**Boa Esmeralda Arborícola**, Emerald tree boa, *Corallus canina*; *Corallus annulatus*; *Corallus cookie*; *Corallus cropanii*; *Corallus hortulanus*; *Corallus ruschenbergerii*



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Boa Arcoiris**, Rainbow boa, *Epicrates cenchria*; *Epicrates angulifer*; *Epicrates chrysogaster*; *Epicrates exsul*; *Epicrates fordii*; *Epicrates gracilis*; *Epicrates inornatus*; *Epicrates monensis*; *Epicrates striatus*; *Epicrates subflavus*



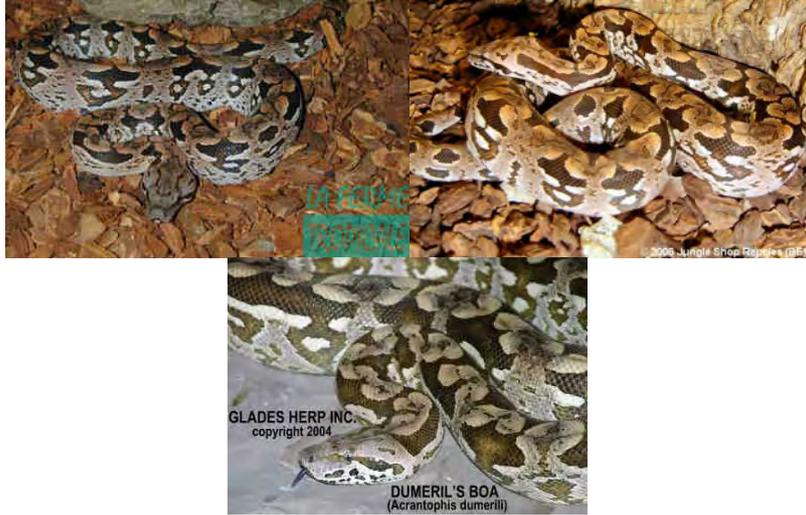
<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Anaconda verde**, Green Anaconda, *Eunectes murinus*; *Eunectes notaeus*; *Eunectes beniensis*; *Eunectes deschauenseei*



[http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)  
<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Boa de madagascar**, Dumeril's boa, *Acrantophis dumerili*; *Acrantophis madagascariensis*



**Boa arborícola de Madagascar, Boa Mandrita, Madagascar tree boa** *Sanzinia madagascariensis*



**Boa de las islas célebes, Pacific ground tree boa, Candoia carinata; Candoia aspera; Candoia bibroni**



[http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Subfamilia Pythoninae Pythonidae**

**Pitón de cabeza negra**, Blackheaded python, Tommy tar-pot, *Aspidetes melanocephalus*; *Aspidetes rasmia*



[http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Pitón de bosque**, White-eyed Python, Savu python, *Liasis mackloti*; *Liasis olivaceus*; *Liasis fuscus*



[http://www.selectiveorigins.com/other\\_pythons.htm](http://www.selectiveorigins.com/other_pythons.htm)

**Pitón de Nueva Guinea**, Bismarck ringed python *Bothrochilus boa*



**Pitón Bola, pitón real, Royal Python, Ball Python, *Python regius*; *Python anchietae*; *Python breitensteini*; *Python brongersmai*; *Python curtus*; *Python molurus*; *Python natalensis*; *Python reticulatus*; *Python sebae*; *Python timoriensis***

Esta pequeña pitón con una coloración a base de manchas marrones redondeadas sobre un fondo negro tiene el cuerpo robusto, la cabeza pequeña y redondeada y la cola corta. Cuando la amenazan se enrosca en una apretada bola con la cabeza en el centro. Se ha capturado en exceso en partes del oeste de África; algunas poblaciones podrían estar amenazadas

\* Estatus: Localmente común.

\* Longitud: 1-1.5 m.

\* Dieta: Mamíferos.

\* Actividad: Nocturna.

\* Distribución: Oeste y centro de África. En pluvisilvas de tierras bajas.

\* Reproducción: pone de 6-8 huevos (O'shea y Halliday, 2001).



**Pitón de Calabar, Burrowing python *Calabaria reinhardti***



**Pitón de labios blancos, D'Albertis's python, White-lipped Python *Leiopython albertisii***



**Pitón Amatista** Amethystine python, scrub Python, *Morelia amethystina*; *Morelia boeleni*; *Morelia bredli*; *Morelia carinata*; *Morelia clastolepis*; *Morelia nauta*; *Morelia kinghorni*; *Morelia oenpelliensis*; *Morelia spilota*; *Morelia tracyae*; *Morelia viridis*



[http://www.repti.net/reptile\\_pictures/Morelia+amethystina](http://www.repti.net/reptile_pictures/Morelia+amethystina)

**Pitón Stimsons**, Stimson's Python *Antaresia stimsoni*; *Antaresia perthensis*; *Antaresia childreni*; *Antaresia maculosa*



**Pitón Oliva De Papua**, Papuan Olive Python *Apodora paduana*; *Apodora fusca*



-Subfamilia Erycinae (boas de la arena, rosaceas, de goma)

**Boa Rosacea Mexicana** Mexican Rosy Boa, *Lichanura trivirgata trivirgata*



<http://www.reptilesfaz.com/Snakes-Subpages/h-l-trivirgata.html>  
<http://www.californiaherps.com/noncal/baja/bajasnakes/pages/l.t.trivirgata.html>

8.- Familia Bolyeriidae: Boas de las Islas redondas

**Boa Excavadora de la Isla Redonda**, Round Island Burrowing Boa *Bolyeria multocarinata* **extinta**



**Boa de Escamas Quilladas de la Isla Redonda**, Keel scaled Round Island boa *Casarea dussumieri*



© Brent Ward

<http://www.bluechameleon.org/Mad%20-%20Mauritius%202005-2006%20images/Casarea%20dussumieri,%20head%20n%20neck.jpg>

9. - Familia Xenophidiidae 2 species

10.- Familia Tropidopheidae: Serpientes de Madera Caribeñas (26 spp)

**Boa Enana Oaxaqueña**, Oaxaca Dwarf Boa *Exiliboa placata*

**Boa de los Plátanos**, Panamanian Dwarf Boa, Bromeliad Boa, Bromeliad Dwarf Boa, Banana Boa, Southern Bromeliad Woodsnake *Ungaliophis panamensis*; *Ungaliophis continentalis*



©Björn Rogell

<http://www.corcovado.org/biology/snakes/assets/ungaliophis.jpg>

<http://www.kingsnake.com/costarica/snakes/panamen.jpg>

[www.sthlm-herp.net](http://www.sthlm-herp.net)

**Boa del Suelo Haitiana**, Haitian Ground Boa *Tropidophis haetianus* *Tropidophis battersbyi* *Tropidophis caymanensis* *Tropidophis feicki* *Tropidophis greenwayi* *Tropidophis morenoi* *Tropidophis nigriventris* *Tropidophis pilsbryi* *Tropidophis semicinctus* *Tropidophis taczanowskyi* *Tropidophis wrighti*



© Twan Leenders

© John C. Murphy

**Boa Áspera de Panamá**, Northern eyelash boa *Trachyboa boulengeri*; *Trachyboa gularis*



**Serpiente de Borneo**, Bornean Spine-Jawed Snake *Xenophidion acanthognathus*

### SUDORDEN CAENOPHIDIA

Incluye a las serpientes mas desarrolladas de acuerdo a su anatomía interna.

1.- Familia Acrochordidae: Serpientes fila, serpientes verruga, serpientes tronco de elefante (3 spp)

**Serpiente de Agua con Quilla**, Wart snake, *Acrochordus granulatus*; *Acrochordus arafurae*; *Acrochordus javanicus*



Superfamilia Colubroidea (no reconocida oficialmente): pierden la carótida derecha

2.- Familia Colubridae: Culebras (1,812 spp)

Subfamilia Colubrinae

**Serpiente Semiexcavadora Negra**, Black odd-scaled snake *Achalinus niger*; *Achalinus ater*; *Achalinus formosanus*; *Achalinus hainanus*; *Achalinus jinggangensis*; *Achalinus meiguensis*; *Achalinus rufescens*; *Achalinus spinalis*; *Achalinus weneri*



<http://photo.froghome.tw/phpbb/viewtopic.php?t=909>

**Culebra Barbada de Asia**, Bearded snake, *Fimbrios klossi*

**Culebra Excavadora de Filipinas**,\_Gunther's Philippine shrub snake, Banded Burrowing Snake *Oxyrhabdium leporinum*; *Oxyrhabdium modestum*



**Culebra de cola corta de la India**, Khase Red Snake, *Stoliczkaia khasiensis*; *Stoliczkaia borneensis*

**Culebra Con Cadenas Carenadas**, Xenodermine Snake, Java Tubercle Snake *Xenodermus javanicus*

**Culebra Rayada De La India, Perrotet's Mountain Snake** *Xylophis perroteti*; *Xylophis stenorhynchus*



[http://www.repti.net/reptile\\_picture/Xylophis+perroteti\\_42200.jpg](http://www.repti.net/reptile_picture/Xylophis+perroteti_42200.jpg)

**Serpiente cabezuda caracolera, serpiente de tres rayas, Blunt-headed Slug Snake;** *Aplopeltura boa*



**Serpiente caracolera Asiática Smooth Slug Snake** *Internatus laevis*; *Internatus malaccanus* *Internatus tropidonotus*



<http://www.imagequest3d.com/cgi-bin/ImageFolio3/imageFolio.cgi?search=Vertebrata&img=0&cat=&bool=phrase>

**Serpiente Caracolera de Lombok, Keeled Slug Snake, *Pareas carinatus*; *Pareas boulengeri*; *Pareas formosensis*; *Pareas hamptoni*; *Pareas iwasakii*; *Pareas maculariusgg*; *Pareas monticola*; *Pareas nuchalis*; *Pareas stanleyi*; *Pareas vertebrales***



<http://www.gibbonproject.org/content/Ecology/Reptiles/Reptiles.htm>

**Culebra roja de cabeza roja**, Pink-headed Reed Snake *Calamaria schlegeli*; *Calamaria abstrusa*; *Calamaria buchi*; *Calamaria ceramensis*; *Calamaria doederleini*; *Calamaria eiselti*; *Calamaria forcarti*; *Calamaria gervaisii*; *Calamaria hilleniusi*; *Calamaria javanica*; *Calamaria lateralis*; *Calamaria lumbricoidea*; *Calamaria margaritophora*; *Calamaria nuchalis*; *Calamaria palavanensis*; *Calamaria rebentischi*; *Calamaria ulmeri*; *Calamaria virgulata*; *Calamaria yunnanensis*



[http://www.ecologyasia.com/verts/snakes/pink-headed\\_reed-snake.htm](http://www.ecologyasia.com/verts/snakes/pink-headed_reed-snake.htm)

**Culebra iridiscente de Sulawesi**; Sulawesi Iridescent Snake *Calamorphabidium acuticeps*; Batjan Iridescent Snake *Calamorphabidium kuekenthali*

**Culebra roja de Williamson's**; Mountain Dwarf Snake, Williamson's Reed Snake *Collorhabdium williamsoni*

**Culebra de Sumatra**; Sumatra etheridge snake *Etheridgeum pulchrum*

**Culebra de vientre rojo**; Jason's reed snake *Macrocalamus jasoni*; *Macrocalamus gentingensis*; *Macrocalamus lateralis* *Macrocalamus schulzi*; *Macrocalamus tweediei*

**Serpiente de lamina enana**; Dwarf Reed Snake *Pseudorabdion longiceps*; *Pseudorabdion collaris*; *Pseudorabdion eiselti*; *Pseudorabdion albonuchalis*; *Pseudorabdion montanum*; *Pseudorabdion oxycephalum*; *Pseudorabdion sarasinorum*; *Pseudorabdion taylori*



**Culebra excavadora negra;** *Rabdion forsteni*

**Serpiente Gris de agua;** Keel-Bellied Water Snake, *Bitia hydroides*



[http://www.fieldmuseum.org/aquaticsnakes/photos/mud\\_fp\\_bitia.jpg](http://www.fieldmuseum.org/aquaticsnakes/photos/mud_fp_bitia.jpg)

**Culebra de Mangle;** Banded Water Snake; *Cantoria annulata*; *Cantoria violacea*

**Serpiente de agua cara de perro;** Dog-faced Water Snake *Cerberus rynchops*; *Cerberus microlepis*

**Serpiente del mangle;** Plumbeous Water Snake, *Enhydris plumbea*; *Enhydris albomaculata*; *Enhydris bennettii*; *Enhydris chinensis*; *Enhydris doriae*; *Enhydris enhydris*; *Enhydris indica*; *Enhydris jagorii*; *Enhydris longicauda*; *Enhydris maculosa*; *Enhydris smithi*





**Serpiente de tentáculos, Tentacled snake, *Erpeton tentaculatum***



[http://www.curator.org/legacy/mnh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacy/mnh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Culebra jueyera, Culebra de agua salada de vientre blanco, Crab-eating Water Snake, *Ferdonia leucobalia***



<http://www.animalnetwork.com/Reptiles/thumb.aspx?width=0&mid=Ferdonia%2Dleucobalia%2Ejpg>  
[http://www.ecologyasia.com/images-a-j/crab-eating\\_water\\_snake\\_5744.jpg](http://www.ecologyasia.com/images-a-j/crab-eating_water_snake_5744.jpg)

**Culebra de agua salada gris, Gerard's Water Snake, *Gerarda prevostiana***



[http://www.ecologyasia.com/images-a-j/gerards\\_water\\_snake\\_5749.jpg](http://www.ecologyasia.com/images-a-j/gerards_water_snake_5749.jpg)

**Culebra de agua salada de Mamberamo**, Mamberamo River Water Snake, *Heurnia ventromaculata*

**Falsa Boa asiática de agua**, Puff-faced Water Snake, *Homalopsis buccata*



**Culebra de Mangle de Richardson's**, Richardson's Grey Mangrove Snake, *Myron richardsonii*

**Culebra excavadora de Java**, *Brachyorrhos albus*

**Culebra negra de Günther's**, Günther's Black Snake, *Bothrolycus ater*

**Cuebra de Franjas**, Red-Black Striped Snake, *Bothrophthalmus lineatus*



<http://www.calacademy.org/research/herpetology/frogs/frogsimp/images/e15.jpg>

[http://www.nhm.ac.uk/hosted\\_sites/ch/ch/2001/4/figs/blineatu.jpg](http://www.nhm.ac.uk/hosted_sites/ch/ch/2001/4/figs/blineatu.jpg)

**Serpiente de bandas de Christys**, Christys Banded Snake, *Chamaelycus christyi*; *Chamaelycus fasciatus* Parkers Banded Snake *Chamaelycus parkeri* *Chamaelycus werneri*

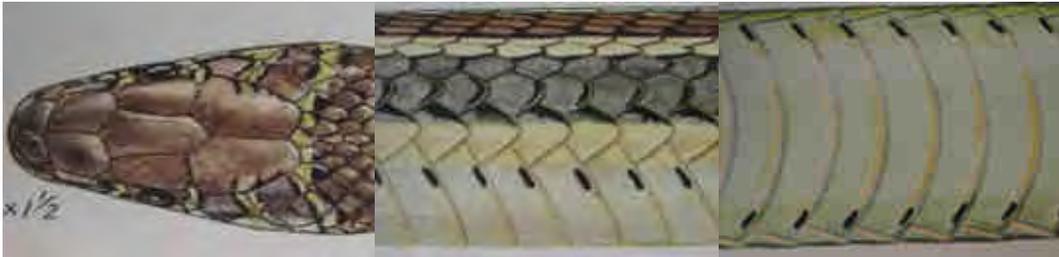
**Culebra rayada Africana**, Cameroon Rainforest Snake *Dendrolycus elapoides*

**Serpiente picuda enana**, Dwarf Beaked Snake, Western Beaked Snake, *Dipsina multimaculata*



<http://www.saherps.net/images/pic041.jpg>

**Culebra rayada de África**, Lined Olympic Snake, Striped Swamp Snake *Dromophis lineatus*; *Dromophis praeornatus*



<http://www.bio-ken.com/colubrids.htm>

**Culebra castaña del oeste de África**, Mocquard's African Ground Snake *Gonionotophis brussauxi*; Matschie's African Ground Snake *Gonionotophis grantii*; *Gonionotophis klingi*

**Culebra acuática africana de Cesars**, Caesar's African Water Snake, *Grayia caesar*; *Grayia ornata*; *Grayia smythii*; *Grayia tholloni*

**Culebra de color arena**, Yellow forest snake, Uganda House Snake, *Homonotus modestus*



<http://www.bio-ken.com/colubrids.htm>

**Serpiente doméstica Africana**, Brown House Snake, *Lamprophis fuliginosus*; *Lamprophis abyssinicus*; *Lamprophis erlangeri*; *Lamprophis geometricus*; *Lamprophis*

*inornatus*; *Lamprophis lineatus*; *Lamprophis maculatus*; *Lamprophis olivaceus*,  
*Lamprophis swazicus*; *Lamprophis virgatus*



**Culebra del lago Tanganica**, Lake Tanganyika Watersnake, *Lycodonomorphus bicolor*;  
*Lycodonomorphus laevisissimus*; *Lycodonomorphus leleupi*; *Lycodonomorphus rufulus*;  
*Lycodonomorphus subtaeniatus*; *Lycodonomorphus whytii*



**Serpiente lobo del cabo**; Cape Wolf Snake, *Lycophidion cápense*; *Lycophidion acutirostre*; *Lycophidion depressirostre*; *Lycophidion hellmichi*; *Lycophidion irroratum*; *Lycophidion laterale*; *Lycophidion meleagris*; *Lycophidion namibianum*; *Lycophidion ornatum*; *Lycophidion pygmaeum*; *Lycophidion semicinatum*; *Lycophidion taylori*; *Lycophidion uzungwense*; *Lycophidion variegatum*



<http://www.saherps.net/images/wolfsnake2.jpg>  
<http://tolweb.org/tree/ToLimages/wolfsnake1.jpg>

**Culebra de cogulla, False smooth snake *Macroprotodon cucullatus***



[http://geocities.com/aviad\\_br/images/macroprotodon\\_cucullatus.jpg](http://geocities.com/aviad_br/images/macroprotodon_cucullatus.jpg)  
<http://www.unipv.it/webshi/Imago/reptili/macpro.jpg>  
[http://www.hlasek.com/foto/macroprotodon\\_cucullatus\\_6256.jpg](http://www.hlasek.com/foto/macroprotodon_cucullatus_6256.jpg)

**Serpiente del Lima del Cabo, Cape File Snake, *Mehelya capensis*; *Mehelya egbensis*; *Mehelya guirali*; *Mehelya laurenti*; *Mehelya nyassae*; *Mehelya poensis*; *Mehelya riggenbachi*; *Mehelya stenophthalmus*; *Mehelya vernayi***



**Serpiente topo**, African mole snake, *Pseudaspis cana*



<http://www.pinesnake.de/english/other/pseudaspis.html>  
<http://www.bushveld.co.za/pictures-of-mole-snake.htm>

**Serpiente del Sudoeste de Etiopia**, Sandford's Ethiopian mountain snake,  
*Pseudoboodon boehmei*; *Pseudoboodon gascae*; *Pseudoboodon lemniscatus*



<http://mujweb.cz/www/herpetoculture/Pseudoboodon.jpg>

**Serpiente cabezona**, Western Keeled Snake, *Pythonodipsas carinata*



**Serpiente de cuentas**, Hook-nosed Snake, *Scaphiophis albopunctatus*; *Scaphiophis raffreyi*



**Culebra del suelo**, Pale-headed forest snake, *Bufo depressiceps*; *Bufo procterae*; *Bufo vauerocegae*

**Culebra de Etiopia**, Common Slug-eater; *Duberria lutrix*; *Duberria variegata*



[www.saherps.net/images/411.jpg](http://www.saherps.net/images/411.jpg)

**Serpiente de montaña moteada**, *Montaspis gilvomaculata*

Subfamilia Dipsadinae

**Culebra de Madagascar**, *Alluaudina bellyi*; *Alluaudina mocquardi*

**Culebra marrón de Madagascar**, *Compsophis albiventris*

**Serpiente cazadora de Socotra**, *Ditytophis vivax*



**Culebra de Madagascar Sudoccidental, Bernier's Striped Snake, *Dromicodryas bernieri*; *Dromicodryas quadrilineatus***



[http://www.wildherps.com/images/herps/standard/07050925PD\\_snake.jpg](http://www.wildherps.com/images/herps/standard/07050925PD_snake.jpg)

**Serpiente de Madagascar, *Exallodontophis albignaci***

**Culebra Excavadora Malgache, *Heteroliodon lava*; *Heteroliodon occipitales***

**Serpiente nariz de hoja, Madagascar Leafnose Snake, *Langaha alluaudi*; *Langaha madagascariensis*; *Langaha pseudoalluaudi***



[http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Serpiente de hocico de cerdo moteada, Madagascan speckled hognose snake, *Leioheterodon geayi*; *Leioheterodon madagascariensis*; *Leioheterodon modestus***



**Culebra de dientes posteriores de Madagascar**, *Liophidium apperti*; *Liophidium chabaudi*; *Liophidium mayottensis*; *Liophidium rhodogaster*; *Liophidium torquatum*; *Liophidium trilineatum*; *Liophidium vaillanti*

**Culebra de bandas de Madagascar**, *Liopholidophis dolichocercus*; *Liopholidophis epistibes*; *Liopholidophis grandidieri*; *Liopholidophis infrasignatus*; *Liopholidophis lateralis*; *Liopholidophis rhadinaea*; *Liopholidophis sexlineatus*; *Liopholidophis stumpffi*; *Liopholidophis varius*

**Culebra arborícola punteada**, Banded tree snake, *Lycodryas maculatus*; *Lycodryas sanctijohannis*

**Culebra marrón de Nosy Tanikely**, *Madagascarophis citrinus*; *Madagascarophis colubrinus*; *Madagascarophis meridionalis*; *Madagascarophis ocellatus*



**Culebra de Nossi-Be**, *Micropisthodon ochraceus*

**Culebra de la Isla Nossi-Be**, Madagascar Burrowing Snake, *Pararhadinaea melanogaster*

**Culebra semiacuática de D'ambre**, *Pseudoxyrhopus ambreensis*; *Pseudoxyrhopus heterurus*; *Pseudoxyrhopus imerinae*; *Pseudoxyrhopus kely*; *Pseudoxyrhopus microps*; *Pseudoxyrhopus oblectator*; *Pseudoxyrhopus quinquelineatus*; *Pseudoxyrhopus sokosoko*; *Pseudoxyrhopus tritaeniatus*

**Culebra arborícola de Madagascar**, *Stenophis citrinus*; *Stenophis arcifasciatus*; *Stenophis betsileanus*; *Stenophis granuliceps*; *Stenophis iarakaensis*; *Stenophis jaosoloa*; *Stenophis pseudogranuliceps*; *Stenophis tulearensis*; *Stenophis variabilis*



<http://www.hlmd.de/ar.print/w3.php?nodeId=416&page=2>  
<http://www.sohns-wildlife.de/html/schlangen1.html>

**Culebra Etiope**, *Aeluroglena cucullata*

**Serpiente de liana longirrostra Asiática**, Green Whip Snake *Ahaetulla prasina*; *Ahaetulla dispar*; *Ahaetulla fasciolata*; *Ahaetulla mycterizans*; *Ahaetulla nasuta*; *Ahaetulla perroteti*



**Culebra cazadora de bandas**, Banded racer, *Argyrogena fasciolata*



[http://lh3.ggpht.com/\\_9XMbo9jeNqs/R\\_4GmPMc4CI/AAAAAAAAACIg/bYO9o58HM8E/s640/DSC05790-1.JPG](http://lh3.ggpht.com/_9XMbo9jeNqs/R_4GmPMc4CI/AAAAAAAAACIg/bYO9o58HM8E/s640/DSC05790-1.JPG)

**Serpiente Brillante, Glossy Snake, *Arizona elegans***



**Serpiente rata, Trans-Pecos Rat Snake *Bogertophis subocularis*; *Bogertophis rosaliae***



<http://www.balcanica.cz/1/11/191>

**Serpiente arbórea café, Culebra del mangle, Brown Tree Snake *Boiga irregularis*; *Boiga andamanensis*; *Boiga barnesii*; *Boiga ceylonensis*; *Boiga dendrophila*; *Boiga forsteni*; *Boiga gokool*; *Boiga jaspidea*; *Boiga kraepelini*; *Boiga multifasciata*; *Boiga nigriceps*; *Boiga ocellata*; *Boiga philippina*; *Boiga quincunciata*; *Boiga saengsomi*; *Boiga tanahjampeana*; *Boiga wallachi***



**Serpiente escarlata, Scarlet snake, *Cemophora coccinea***



**Serpiente del Arenal a franjas, Variable Sand Snake** *Chilomeniscus cinctus*; *Chilomeniscus savage*; *Chilomeniscus stramineus*



**Serpiene de hocio de pala occidental, Western Shovel-nosed Snake** *Chionactis occipitalis*; *Chionactis palarostris*; *Chionactis saxatilis*



**Sipo de Montaña, Mountain sipo, Green Whipsnake** *Chironius monticola*; *Chironius bicarinatus*; *Chironius carinatus*; *Chironius exoletus*; *Chironius fuscus*; *Chironius grandisquamis*; *Chironius laevicollis*; *Chironius quadricarinatus*; *Chironius scurrulus*; *Chironius vincenti*



**Serpiente del Árbol del Paraíso, Paradise Flying Snake** *Chrysopelea paradisi*; *Chrysopelea ornata*; *Chrysopelea pelias*; *Chrysopelea rhodopleuron*; *Chrysopelea taprobanica*



[http://homepage.mac.com/j.socha/snake\\_images/paradisi/images/30-body-on-tree-S.jpg](http://homepage.mac.com/j.socha/snake_images/paradisi/images/30-body-on-tree-S.jpg)

**Corredora negra, Racer,** *Coluber constrictor*; *Coluber algirus*; *Coluber bholanathi*; *Coluber dorri*; *Coluber elegantissimus*; *Coluber florulentus*; *Coluber gracilis*; *Coluber hippocrepis*; *Coluber insulanus*; *Coluber jugularis*; *Coluber karelini*; *Coluber largeni*; *Coluber manseri*; *Coluber najadum*; *Coluber ravergieri*; *Coluber socotrae*; *Coluber thomasi*; *Coluber viridiflavus*; *Coluber zebrinus*



**Serpiente de tierra con manchas paralelas** *Conopsis amphisticha*; *Conopsis biserialis*; *Conopsis conica*; *Conopsis lineata*; *Conopsis megalodon*; *Conopsis nasus*

**Culebra lisa europea** Smooth snake *Coronella austriaca*; *Coronella brachyura*; *Coronella girondica*



**Serpiente de agua Baroste**, Barotse Water Snake, *Crotaphopeltis barotseensis*; *Crotaphopeltis degeni*; *Crotaphopeltis hippocrepis*; *Crotaphopeltis tornieri*

**Culebra verde Darias**, Doria's Green Snake, *Cyclophiops doriae*; *Cyclophiops major*; *Cyclophiops multicinctus*; *Cyclophiops semicarinatus*



**Serpiente comedora de huevos Africana**, African egg-eating snake, *Dasypeltis scabra*; *Dasypeltis atra*; *Dasypeltis fasciata*; *Dasypeltis inornata*; *Dasypeltis medici*



**Culebra arborícola Australiana, Common Tree Snake, *Dendrelaphis punctulata*;**  
*Dendrelaphis bifrenalis*; *Dendrelaphis caudolineatus*; *Dendrelaphis formosus*;  
*Dendrelaphis gastrostictus*; *Dendrelaphis humayuni*; *Dendrelaphis inornatus*;  
*Dendrelaphis lorentzi*; *Dendrelaphis ngansonensis*; *Dendrelaphis oliveri*; *Dendrelaphis salomonis*; *Dendrelaphis tristis*



**Corredora del Bosque del Centro y Sudamérica, South American Forest Racer,**  
*Dendrophidion percarinatus*; *Dendrophidion bivittatus*; *Dendrophidion dendrophis*;  
*Dendrophidion nuchale*; *Dendrophidion vinitor*



**Culebra de dientes grandes de Birmania, Yellow Banded Wolf Snake, Big-tooth Snake, *Dinodon flavozonatum*;**  
*Dinodon gammiei*; *Dinodon orientale*; *Dinodon rufozonatum*; *Dinodon septentrionales*



**Culebra arborícola de bandas cruzadas**, Mount Kenya Bushviper, *Dipsadoboa flavida*; *Dipsadoboa áulica*; *Dipsadoboa brevirostris*; *Dipsadoboa duchesnei*; *Dipsadoboa elongata*; *Dipsadoboa shrevei*; *Dipsadoboa unicolor*; *Dipsadoboa viridis*; *Dipsadoboa weileri*



**Culebra arborícola del Cabo**, Boomslang, *Dispholidus typus*



[http://www.reptilien-import.de/terrariumistik/dispholidus\\_typus.htm](http://www.reptilien-import.de/terrariumistik/dispholidus_typus.htm)

**Culebra lagartijera rayada**, Striped Lizard Eater, *Dryadophis dorsalis*; *Dryadophis clifoni*; *Dryadophis melanolomus*



**Arroyera, Culebra negra, Ik-kan-i-ha, Indigo Snake, *Drymarchon corais*; *Drymarchon caudomaculatus*; *Drymarchon couperi*; *Drymarchon melanurus***



**Ranera, Corredor manchado, Speckled Racer, *Drymobius margaritiferus*; *Drymobius chloroticus*; *Drymobius melanotropis*; *Drymobius reissi*; *Drymobius rhombifer***



**Serpiente látigo olivácea, Afaniga, Culebra de la cuenca del Amazonas, Common glossy racer, *Drymoluber dichrous*; *Drymoluber brazili***



**Serpiente Blanford's**, Blanford's Bridal Snake, *Dryocalamus davisonii*; *Dryocalamus gracilis*; *Dryocalamus nympa*; *Dryocalamus philippinus*; *Dryocalamus subannulatus*; *Dryocalamus tristrigatus*



[http://www.rmutphysics.com/charud/oldnews/102/432\\_001.jpg](http://www.rmutphysics.com/charud/oldnews/102/432_001.jpg)

**Culebra de puntos, Driofiops de Oceanía**, Keel-Bellied Vine Snake, *Dryophiops rubescens*; *Dryophiops philippina*



**Serpiente de Akdam**, Baran Dwarf Racer, *Eirenis barani*; *Eirenis africana*; *Eirenis collaris*; *Eirenis decemlineata*; *Eirenis eiselti*; *Eirenis hakkariensis*; *Eirenis levantinus*; *Eirenis mcMahon*; *Eirenis punctatolineatus*; *Eirenis rechingeri*; *Eirenis thospitis*



<http://www.nhm-wien.ac.at/nhm/herpet/%C3%96GH%20Newsletter%2001-08-Dateien/SCHMIDTLER.jpg>

**Serpiente devoradora de huevos de la India**, Indian Egg-eating Snake, *Elachistodon westermanni*



**Guardacaminos, Serpiente Lagartijera de Nevermann**, *Crisantophis nevermanni*



**Serpiente del Maíz**, Corn Snake, *Elaphe guttata*; *Elaphe mandarina*; *Elaphe bella*; *Elaphe carinata*; *Elaphe davidi*; *Elaphe emoryi*; *Elaphe flavirufa*; *Elaphe Helena*; *Elaphe leonardi*; *Elaphe moellendorffi*; *Elaphe obsolete*; *Elaphe prasina*; *Elaphe quatuorlineata*; *Elaphe radiata*; *Elaphe scalaris*; *Elaphe taeniura*; *Elaphe vulpine*

Es una de las mejor conocidas y más coloreadas de todas las serpientes rateras. De las 4 subespecies, la más conocida y típica es *E. g. guttata* del Sureste de EE.UU., que suele ser anaranjada con manchas rojas y que a veces tiene la parte inferior ajedrezada de blanco y negro. Los jóvenes varían del gris marrón y no muestran las coloreadas marcas del adulto. Las otras 3 subespecies (Serpiente ratera de la Gran Llanura o de Emory (*E. g. emoryi*), *E. g. intermontana* y *E. g. meahlmorum*) viven en el centro sur de EE.UU. y en el Noreste de México, y son básicamente grises. Las serpientes de maíz son predatoras activas que a menudo se encuentran cazando pequeños mamíferos en torno a edificios rurales o cruzando carreteras por la noche. Son animales de terrario populares,

pudiéndose adquirir diversas variedades cromáticas criadas en cautividad y denominadas “cultivares”. Entre dichas variantes figuran albinos verdaderos, así como albinos parciales que carecen de pigmento negro (ejemplares amelanísticos) o del rojo o anaranjado (ejemplares aneritrísticos).

\* Estatus: Común (vulnerable).

\* Longitud: 1-1.8 m.

\* Dieta: Zoofaga (reptiles, aves y pequeños mamíferos)

\* Actividad: Terrestre / Arborícola / Diurna / Nocturna.

\* Distribución: Este y Centro de Norteamérica. En una gran variedad de hábitats, desde bosques secos y marjales boscosos hasta terraplenes de ferrocarril y zonas cultivadas.

\* Reproducción: ponen de 6-25 huevos (O’shea y Halliday, 2001).



**Culebra excavadora de Hidalgo**, Hardy's Hook-nosed Snake, *Ficimia hardyi*; *Ficimia olivácea*; *Ficimia publia*; *Ficimia ramirezi*; *Ficimia streckeri*; *Ficimia variegata*

**Serpiente esmeralda**, Emerald Snake, *Gastropyxis smaragdina*



**Culebra de Tehuantepec, Culebra-minera de Tehuantepec** *Geagras redimitus*

**Culebra arborícola de cola roja**, Red-tailed Green Ratsnake, *Gonyosoma oxycephalum*; *Gonyosoma cantoris*; *Gonyosoma frenatum*; *Gonyosoma hodgsoni*; *Gonyosoma janssenii*



[http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvmnh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Serpiente nariz de gancho de Chihuahua, Serpiente nariz de gancho occidental, Chihuahuan Hook-nosed Snake, Western Hooknose Snake, *Gyalopion canum*; *Gyalopion quadrangulare***



[http://www.pitt.edu/~mcs2/herp/snake.pics/Gyalopion\\_canum.jpg](http://www.pitt.edu/~mcs2/herp/snake.pics/Gyalopion_canum.jpg)

**Culebra verde con rayas, Black-lined green snake, *Hapsidophrys lineatus***



<http://research.calacademy.org/research/herpetology/frogs/frogsimp/images/e22.jpg>

**Serpiente Rey de San Luis Potosi, Culebra real gris con bandas, México Kingsnake, *Lampropeltis mexicana*; *Lampropeltis triangulum*; *Lampropeltis alterna*; *Lampropeltis calligaster*; *Lampropeltis getula*; *Lampropeltis pyromelana*; *Lampropeltis ruthveni*; *Lampropeltis zonata***



<http://herpeto-terrario.forumpro.fr/Terrariophilie-c5/Fiches-d-elevage-f17/fiches-ophidiens-f30/lampropeltis-mexicana-t767.htm>

**Culebra rayada de Centroamérica, Palo verde, Striped lowland snake, *Leptodymus pulcherrimus***



<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/Forsnake/Leppul4.jpg>

**Ranera Mexicana, Ranera de cabeza verde, ranera de dorso bronce, Bronze-backed parrot snake, *Leptophis mexicanus*; *Leptophis ahaetulla*; *Leptophis cupreus*; *Leptophis diplotropis*; *Leptophis nebulosus*; *Leptophis riveti*; *Leptophis santamartensis***



**Serpiente lobo oscura**, Slender Wolf Snake, *Lepturophis albofuscus*; *Lepturophis borneensis*



[http://herpweb.net/species/reptiles/colubridae/lep\\_albofuscus.jpg](http://herpweb.net/species/reptiles/colubridae/lep_albofuscus.jpg)

**Culebra rayada de Sri Lanka**, Calamaria Reed Snake, *Liopeltis calamaria*; *Liopeltis frenatus*; *Liopeltis herminae*; *Liopeltis philippinus*; *Liopeltis rappi*; *Liopeltis scriptus*; *Liopeltis tricolor*

**Serpiente diente de lobo**, Common Wolf Snake, Indian Wolf Snake, *Lycodon aulicus*; *Lycodon bibonius*; *Lycodon capucinus*; *Lycodon dumerili*; *Lycodon effraenis*; *Lycodon fasciatus*; *Lycodon jara*; *Lycodon kundui*; *Lycodon laoensis*; *Lycodon mackinnoni*; *Lycodon osmanhilli*; *Lycodon paucifasciatus*; *Lycodon ruhstrati*; *Lycodon solivagus*; *Lycodon tessellates*; *Lycodon zawi*



[http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/6/64/Lycodon\\_aulicus2\\_sal.jpg](http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/6/64/Lycodon_aulicus2_sal.jpg)

**Culebra marrón-grisáceo de Las Seychelles**, Seychelles wolf snake, *Lycognathophis seychellensis*



**Serpiente de hocico de hoja árabe, Leaf-nosed snake, *Lytorhynchus diadema*; *Lytorhynchus gasperetti*; *Lytorhynchus kennedyi*; *Lytorhynchus maynardi*; *Lytorhynchus paradoxus*; *Lytorhynchus ridgewayi***



**Serpiente látigo de Sonora, Culebra chirrionera, Sonoran Whipsnake, *Masticophis bilineatus*; *Masticophis anthonyi*; *Masticophis flagellum*; *Masticophis lateralis*; *Masticophis lineolatus*; *Masticophis mentovarius*; *Masticophis schotti*; *Masticophis taeniatus***



<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/USsnakes/Masbil.htm>

**Serpiente ratonera, Tropical racer, *Mastigodryas pleei*; *Mastigodryas bifossatus*; *Mastigodryas amarali*; *Mastigodryas danieli*; *Mastigodryas heathii*; *Mastigodryas sanguiventris***



**Culebra negra sin bandas, Semi-ornate Snake, *Meizodon semiornatus*; *Meizodon coronatus*; *Meizodon krameri*; *Meizodon plumbiceps*; *Meizodon regularis***



**Serpiene Kukri de Camboya**, Barron's Kukri Snake, *Oligodon barroni*; *Oligodon affinis*; *Oligodon chinensis*; *Oligodon dorsalis*; *Oligodon eberhardti*; *Oligodon forbesi*; *Oligodon hamptoni*; *Oligodon inornatus*; *Oligodon jintakunei*; *Oligodon kunmingensis*; *Oligodon lacroixi*; *Oligodon maculatus*; *Oligodon nikhili*; *Oligodon ornatus*; *Oligodon perkinsi*; *Oligodon rhombifer*; *Oligodon semicinctus*; *Oligodon trilineatus*; *Oligodon unicolor*; *Oligodon vertebralis*; *Oligodon woodmasoni*



**Serpiente verde áspera**, Rough Green Snake *Opheodrys aestivus*; *Opheodrys vernalis*



**Bejuquilla verde**, Sepiente de la Viña, Amazonian Vine Snake, Giant Green Vine Snake *Oxybelis fulgidus*; *Oxybelis aeneus*; *Oxybelis brevirostris*; *Oxybelis wilsoni*



<http://163.238.8.180/~fburbrink/Field%20Work/Costa%20Rica/>  
<http://www.gherp.com/kingsnake/scientific/venomous/>

**Serpiente verde moteada**, Spotted Bush-snake, Speckled Green Snake, *Philothamnus punctatus*; *Philothamnus angolensis*; *Philothamnus battersbyi*; *Philothamnus carinatus*; *Philothamnus dorsalis*; *Philothamnus girardi*; *Philothamnus heterodermus*; *Philothamnus irregularis*; *Philothamnus macrops*; *Philothamnus natalensis*; *Philothamnus ornatus*; *Philothamnus semivariatus*; *Philothamnus thomensis*



**Serpiente de hocico de hoja**, **Culebra-nariz lanceolada ensillada**, Saddled Leafnose Snake, *Phyllorhynchus browni*; *Phyllorhynchus decurtatus*



**Ratonera**, **Xi'ch'on**, **Cincoatl**, **Serpiente toro de Guatemala**, Cope's Middle American Gophersnake *Pituophis lineaticollis*; *Pituophis melanoleucus*; *Pituophis catenifer*; *Pituophis deppei*; *Pituophis ruthveni*



**Serpiente hocico de pala del este africano, East African Shovel-nout Snake, *Prosymna*** *ambigua; Prosymna bivittata; Prosymna frontalis; Prosymna janii; Prosymna meleagris; Prosymna ornatissima; Prosymna pitmani; Prosymna ruspolii; Prosymna semifasciata; Prosymna visseri*



**Serpiente excavadora de tres filas, *Pseudoficimia frontales***

**Culebra silbadora de México, Pajarera, Chay, Neotropical Bird Snake, *Pseustes*** *poecilonotus; Pseustes cinnamomeus; Pseustes sexcarinatus; Pseustes shropshirei; Pseustes sulphureus*



<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/Forsnake/Psepoi.htm>

**Serpiente rata asiática, Asian Rat Snake, Dhamaan *Ptyas mucosus; Ptyas carinatus; Ptyas dhumnades; Ptyas fuscus; Ptyas korros; Ptyas luzonensis; Ptyas nigromarginatus***



**Serpiente verde de árbol con ojos grandes, Large Eyed Green Tree Snake, *Rhamnophis aethiopissa*; *Rhamnophis bateéis***



<http://www.contemporaryherpetology.org/ch/2001/4/figs/raethio.jpg>

**Falsa coral roja y negra, *Rhinobothryum lentiginosum*; *Rhinobothryum bovallii***



<http://www.snakesofcolombia.com/imagesinv/1/i179.jpg>  
[http://www.guyane-guide.com/dossiers/dossiers.php?id\\_dossier=70](http://www.guyane-guide.com/dossiers/dossiers.php?id_dossier=70)  
[http://fm2.fieldmuseum.org/rbi/gallery\\_peru12/3.asp?lang=esp](http://fm2.fieldmuseum.org/rbi/gallery_peru12/3.asp?lang=esp)

**Serpiente de Hocico largo, Long-nosed Snake, *Rhinocheilus lecontei***



**Culebra Kukri de Aden**, Palestine Kukri Snake, *Rhynchocalamus arabicus*;  
*Rhynchocalamus melanocephalus*

**Culebra verde hocicuda**, **Serpiente rinoceronte**, Rhinoceros snake, Vietnamese Long-Nosed Snake, Leaf-Nosed Ratsnake, *Rhynchophis boulengeri*



[http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p\\_chordata/classreptilia/o\\_squamata/InfraSnakes/snakes.htm](http://www.curator.org/legacyvnmh/weboflife/kingdom/p_chordata/classreptilia/o_squamata/InfraSnakes/snakes.htm)

**Culebra chata de México**, **Culebra rayada**, **Culebra parchada de Baird**, Plateau patch-nosed Snake, *Salvadora bairdi*; *Salvadora deserticola*; *Salvadora grahamiae*; *Salvadora hexalepis*; *Salvadora intermedia*; *Salvadora lemniscata*; *Salvadora mexicana*



**Coral Mixto, Coral Falsa, Coral neckband snake, Shovel-toothed Snake,** *Scaphiodontophis annulatus*; *Scaphiodontophis venustissimus*



**Culebra con bandas negras, Harlequin Snake, Black-banded snake,** *Scolecophis atrocinctus*

**Ratonera Oliva, Green Rat Snake,** *Senticolis triaspis*



**Culebra de Myanmar, Culebra dedientes posteriores móviles de Myanmar**, Günther's Many-tooth Snake, *Sibynophis bistrigatus*; *Sibynophis chinensis*; *Sibynophis geminates*; *Sibynophis melanocephalus*; *Sibynophis Sagittarius*; *Sibynophis triangularis*

**Falsa Coral, False Coral Snake, Simophis rhinostoma; Simophis rohdei**



**Culebra del Desierto, Culebra de tierra, Ground Snake, Sonora semiannulata; Sonora aemula; Sonora michoacanensis**



**Culebra real roja moteada**, Red spotted royal snake, Red-spotted Diadem Snake  
*Spalerosophis arenarius*; *Spalerosophis diadema*; *Spalerosophis dolichospilus*;  
*Spalerosophis josephscortecii*; *Spalerosophis microlepis*



<http://www.enzou.net/Photo/Snake/Arenarius.jpg>

**Voladora, Chichicua, Xochilcoatl, Mica Collajera**, Tiger Rat Snake, Tropical Rat Snake, *Spilotes pullatus*



[http://calphotos.berkeley.edu/browse\\_imgs/reptile\\_sci\\_37.html](http://calphotos.berkeley.edu/browse_imgs/reptile_sci_37.html)

**Culebra marrón de Batjan**, *Stegonotus batjanensis*; *Stegonotus cucullatus*; *Stegonotus diehli*; *Stegonotus florensis*; *Stegonotus guentheri*; *Stegonotus heterurus*; *Stegonotus modestus*; *Stegonotus parvus*

**Culebra Rayada de Ecuador, Alacranera sureña**, Degenhardt's Scorpion-eating Snake, Southern scorpion-eater, *Stenorrhina degenhardtii*; *Stenorrhina freminvillei*



**Serpiente de Cola Corta**, Short-tailed Snake, *Stilosoma extenuatum*



[http://farm1.static.flickr.com/158/347288385\\_8bdebf21b6.jpg?v=0](http://farm1.static.flickr.com/158/347288385_8bdebf21b6.jpg?v=0)

**Serpiente de Tehuantepec, Culebra-labios blancos de Tehuantepec, Isthmian White-lipped Snake, *Symphimus leucostomus*; *Symphimus mayae***



[http://www.vivanatura.org/Symphimus\\_leucostomus.jpg](http://www.vivanatura.org/Symphimus_leucostomus.jpg)

**Culebra de Jalisco, Culebra cola corta-mexicana, Mexican short-tailed snake, *Sympholis lippiens***



**Culebra Roja de Cabeza Negra, Tintera, Black-headed Snake, *Tantilla melanocephala*; *Tantilla albiceps*; *Tantilla bairdi*; *Tantilla calamarina*; *Tantilla depei*; *Tantilla equatoriana*; *Tantilla flavilineata*; *Tantilla gracilis*; *Tantilla hobartsmithi*; *Tantilla impensa*; *Tantilla johnsoni*; *Tantilla lempira*; *Tantilla nigra*; *Tantilla oaxacae*; *Tantilla planiceps*; *Tantilla relict*; *Tantilla semicincta*; *Tantilla taeniata*; *Tantilla vulcani*; *Tantilla wilcoxi*; *Tantilla yaquia***



<http://www.serpentario.edu.uy/expolaura/15.html>  
<http://www.martin-jansen.net/schlangen.html>

**Serpiente gato africana, Serpiente tigre Egipcia, Common Tiger Snake, Tiger Cat Snake, Western tiger Snake, *Telescopus semiannulatus*; *Telescopus beetzi*; *Telescopus dhara*; *Telescopus fallax*; *Telescopus gezirae*; *Telescopus hoogstraali*; *Telescopus nigriceps*; *Telescopus obtusus*; *Telescopus pulcher*; *Telescopus rhinopoma*; *Telescopus tessellatus*; *Telescopus variegates***



**Serpiente Pájaro, Oates' Savanna Vine Snake, Bird Snake, *Thelotornis capensis*; *Thelotornis kirtlandii*; *Thelotornis usambaricus***



<http://www.greglasley.net/birdsnake.html>

**Serpiente de Árbol negra de Nigeria**, Yellow-throated Bold-eyed Tree snake, *Thrasops flavigularis*; *Thrasops jacksonii*; *Thrasops occidentales*



www.photozoo.org

**Falsa Nauyaca**, Western Lyre Snake, *Trimorphodon biscutatus*; *Trimorphodon tau*



© 2006 William Flaxington

**Culebra de escamas hexagonales de Kalimantan**, Ocellated Brown Snake, *Xenelaphis ellipsifer*; *Xenelaphis hexagonotus*

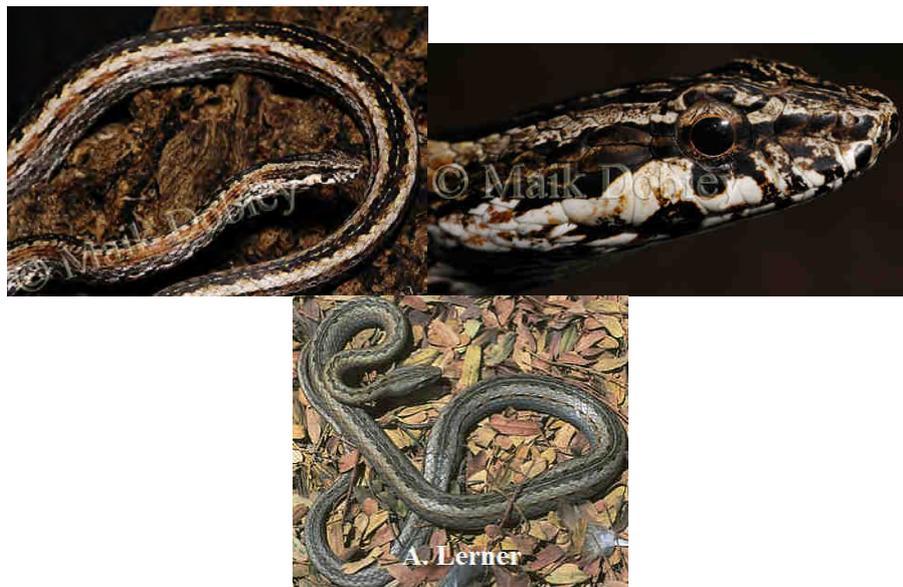
**Culebra Bufadora**, Bark Snake, *Hemirhagerrhis nototaenia*; *Hemirhagerrhis hildebrandtii*; *Hemirhagerrhis kelleri*; *Hemirhagerrhis viperina*



**Falsa Cobra rojiza Manchada de África, Falsa Cobra Árabe, Arabian Montpellier Snake, *Malpolon moilensis*; *Malpolon monspessulanus***



**Culebra con Banda Malgache, Big-eyed Snake, *Mimophis mahfalensis***



**Culebra de los Oasis, Saharan Sand Snake, *Psammophis aegyptius*; *Psammophis biseriatus*; *Psammophis condanarus*; *Psammophis elegans*; *Psammophis jallae*; *Psammophis leightoni*; *Psammophis notostictus*; *Psammophis phillipsi*; *Psammophis rukwae*; *Psammophis schokari*; *Psammophis trigrammus***



**Culebra de Rombos, Spotted Skaapsteker, *Psammophylax rhombeatus*; *Psammophylax tritaeniatus*; *Psammophylax variabilis***



**Serpiente picuda de manchas rojas, Red-spotted Beaked Snake, *Rhamphiophis rubropunctatus*; *Rhamphiophis acutus*; *Rhamphiophis maradiensis*; *Rhamphiophis oxyrhynchus***



**Culebra Mexicana de Escamas Lisas, Culebra-de vega de Cope, Cope's Mountain Meadow Snake, *Adelophis copei*; *Adelophis foxi***

**Culebra acuática marrón, African brown water snake, *Afonatrix anoscopus***



**Culebra Asiática de Dorso Aquillado, Striped Keelback** *Amphiesma stolata*; *Amphiesma beddomei*; *Amphiesma celebicum*; *Amphiesma deschauenseei*; *Amphiesma flavifrons*; *Amphiesma groundwateri*; *Amphiesma inas*; *Amphiesma johannis*; *Amphiesma khasiense*; *Amphiesma metusium*; *Amphiesma nicobariense*; *Amphiesma octolineatum*; *Amphiesma pryeri*; *Amphiesma atemporale*; *Amphiesma viperinum*; *Amphiesma xenura*



**Serpiente Lobo primitiva Asiática, Anoplohydrus aemulans**

**Culebra Excavadora de Flancos Ásperos de Sri Lanka, Boie's Rough-sided Snake,** *Aspidura brachyorrhos*; *Aspidura copei*; *Aspidura deraniyagalae*; *Aspidura drummondhayi*; *Aspidura guentheri*; *Aspidura trachyprocta*



**Culebra de Cuello Plano de la India, Split Keelback snake, Olive keelback snake,** *Atretium schistosum*; *Atretium yunnanensis*



**Culebra de Colmillos posteriores de Sri Lanka, Blossom Krait, Sri Lankan keelback, *Balanophis ceylonensis***



**Serpiente de Kirtlands, Kirtland's Snake, *Clonophis kirtlandii***



[http://school.sapir.ac.il/h\\_school/hss/hsse/hssesb/sci7-05/1-eingedi/eg4/Clonophis\\_kirtlandii.jpg](http://school.sapir.ac.il/h_school/hss/hsse/hssesb/sci7-05/1-eingedi/eg4/Clonophis_kirtlandii.jpg)

**Culebra excavadora de Penay, *Hologerrhum dermali*; *Hologerrhum philippinum***

**Culebra de Cola trunca, Olive Small-eyed Snake, *Hydrablades periops*; *Hydrablades praefrontalis***

**Serpiente de Agua de Gabón, *Hydraethiops laevis*; *Hydraethiops melanogaster***



**Culebra Dientes de espátula, Spatula-toothed Snake, *Iguanognathus weneri***

**Culebra de Dorso Áspero y cuello anaranjado, Orange-necked Keelback snake, *Macropisthodon flaviceps*; *Macropisthodon plumbicolor*; *Macropisthodon rhodomelas*; *Macropisthodon rudis***



[http://www.jphpk.gov.my/English/f\\_pg02keel.jpg](http://www.jphpk.gov.my/English/f_pg02keel.jpg)

<http://www.ecologyasia.com/images-k-z/orange-necked-keelback2.jpg>

**Culebra de Collar, Grass snake, *Natrix natrix*; *Natrix flavifrons*; *Natrix maura*; *Natrix megalcephala*; *Natrix tessellata***



**Serpiente de agua de vientre rojo, Serpiente de agua de vientre plano, Red-bellied Water Snake, *Nerodia erythrogaster*; *Nerodia clarkii*; *Nerodia floridana* *Nerodia harteri*; *Nerodia paucimaculata*; *Nerodia rhombifer*; *Nerodia sipedon*; *Nerodia taxispilota***



**Culebra dae dorso aquillado de la Montaña de Mindanao, Gary's Mountain Keelback snake, *Opisthotropis alcalai*; *Opisthotropis balteatus*; *Opisthotropis daovantieni*; *Opisthotropis guangxiensis*; *Opisthotropis jacobi*; *Opisthotropis kikuzatoi*; *Opisthotropis lateralis*; *Opisthotropis maxwelli*; *Opisthotropis premaxillaris*; *Opisthotropis rugosa*; *Opisthotropis spenceri*; *Opisthotropis typical***

**Culebra de Vietnam, *Parahelicops annamensis*; *Pararhabdophis chapaensis***

**Serpiente de Cangrejo, Graham's Crayfish Snake, *Regina grahami*; *Regina alleni*; *Regina rigida*; *Regina septemvittata***



**Culebra Tigre Carenada**, Tiger Keelback Snake, *Rhabdophis tigrinus*; *Rhabdophis adleri*; *Rhabdophis barbouri*; *Rhabdophis chrysargoides*; *Rhabdophis conspicillatus*; *Rhabdophis himalayanus*; *Rhabdophis leonardi*; *Rhabdophis lineatus*; *Rhabdophis murudensis*; *Rhabdophis nigrocinctus*; *Rhabdophis nuchalis*; *Rhabdophis spilogaster*; *Rhabdophis swinhonis*



<http://naturaljapan.net/?m=200610>  
[http://gdimension.typepad.com/gdimension/2006/05/tiger\\_keelback.html](http://gdimension.typepad.com/gdimension/2006/05/tiger_keelback.html)

**Serpiente negra de las cienagas**, Florida swamp snake, *Seminatrix pygaea*



**Culebra acuatica de China**, Chinese Water snake, *Sinonatrix aequifasciata*; *Sinonatrix annularis*; *Sinonatrix percarinata*; *Sinonatrix yunnanensis*



<http://www.enzou.net/Photo/Snake/Hisimonyuuda4.jpg>

**Serpiente de Vientre Rojo**, Red-bellied Snake, *Storeria occipitomaculata*; *Storeria dekayi*; *Storeria hidalgoensis*; *Storeria storerioides*



<http://www.uga.edu/srelherp/snakes/stoocc.htm>

**Serpiente de jarretera común, Jarretera de San Francisco**, Common Garter Snake, San Francisco garter snake, *Thamnophis sirtalis*; *Thamnophis angustirostris*; *Thamnophis butleri*; *Thamnophis cyrtopsis*; *Thamnophis elegans*; *Thamnophis fulvus*; *Thamnophis gigas*; *Thamnophis hammondi*; *Thamnophis melanogaster*; *Thamnophis ordinoides*; *Thamnophis proximus*; *Thamnophis rossmani*; *Thamnophis rufipunctatus*; *Thamnophis sauritus*; *Thamnophis sumichrasti*; *Thamnophis valida*.

Se han escrito 11 subespecies de la serpiente jarretera común y la más difundida es la de lados rojos (*T. s. parietalis*), que llega más allá del Círculo Ártico en el sur de los Territorios del Noroeste de Canadá. Es negra con tres listas de color amarillo vivo y con destellos rojos en los lados inferiores. La serpiente jarretera oriental (*T. s. sirtalis*), es verde olivácea, con marcas ajedrezadas negras y listas amarillas pálidas. La subespecie de Florida (*T. s. similis*), es oscura con listas azules claras, en tanto la de San Francisco (*T. s. infernalis*), tiene listas blancas orladas de negro y áreas rojas en los lados..

\* Estatus: común.

\* Longitud: 0.7-1.3 m.

\* Dieta: anfibios, peces y gusanos.

\* Actividad: diurna.

\* Distribución: EE.UU., Canadá y norte de México. En hábitats de agua dulce.

\* Reproducción: pare de 11-23 crías (O'shea y Halliday, 2001).



**Serpiente Rayada, Lined Snake, *Tropidoclonion lineatum***



**Culebra de Dorso Aquillado de Mair's, Keelback snake, Freshwater Snake, *Tropidonophis mairii*; *Tropidonophis aenigmaticus*; *Tropidonophis dahlii*; *Tropidonophis elongatus*; *Tropidonophis halmahericus*; *Tropidonophis negrosensis*; *Tropidonophis punctiventris*; *Tropidonophis statistictus*; *Tropidonophis truncates***



**Serpiente Lisa de Tierra, Smooth Earth Snake, *Virginia valeriae*; *Virginia pulchra*; *Virginia striatula***



**Culebra de El Cabo, Many-spotted Snake, Cape Reed Snake, *Amplorhinus multimaculatus***

**Culebra bicolor, Striped swamp snake, *Limnophis bicolor***

**Culebra verde de los Pantános, Olive Marsh Snake, *Natriciteres olivacea*; *Natriciteres fuliginoides*; *Natriciteres variegata***



**Víbora de tres rayas, Mock Viper, *Psammodynastes pulverulentus*; *Psammodynastes pictus***



**Culebra de dorso aquillado con manchas amarillas, Yellow-spotted Keelback, *Xenochrophis flavipunctatus*; *Xenochrophis asperrimus*; *Xenochrophis bellula*; *Xenochrophis cerasogaster*; *Xenochrophis maculatus*, *Xenochrophis piscator*, *Xenochrophis sanctijohannis*; *Xenochrophis trianguligerus*; *Xenochrophis vittatus***



**Culebra de Montaña de Birmania**, Blakeway's Mountain Snake, *Plagiopholis blakewayi*; *Plagiopholis delacouri*; *Plagiopholis nuchalis*; *Plagiopholis styani*; *Plagiopholis unipostocularis*

**Serpiente Bamboo**, Gray Bamboo Snake, False Cobra, *Pseudoxenodon bambusicola*; *Pseudoxenodon inornatus*; *Pseudoxenodon karlschmidti*; *Pseudoxenodon macrops*; *Pseudoxenodon stejnegeri*



<http://www.probreeder.com/images/available/purplebamboo.jpg>  
<http://www.enzou.net/Photo/Snake/ObihasukaiM.jpg>

**Culebra excavadora de Guatemala**, Dary's Burrowing Snake, *Adelphicos daryi*; *Adelphicos ibarrorum*; *Adelphicos latifasciatus*; *Adelphicos nigrilatum*; *Adelphicos quadrivirgatus*; *Adelphicos veraepacis*

**Culebra de Cabeza Cobriza**, **Culebra Mexicana de colmillos posteriores**, **Ranera cabecirufa**, **cabeza de herrumbre**, Rustyhead Snake, *Amastridium veliferum*



**Falsa coral**, **Serpiente de Huso de Colores oscuros**, *Atractus elaps*; *Atractus albuquerquei*; *Atractus bocourti*; *Atractus collaris*; *Atractus dunni*; *Atractus flammigerus*; *Atractus gaigeae*; *Atractus hostilitractus*; *Atractus iridescens*; *Atractus limitaneus*; *Atractus microrhynchus*; *Atractus nebularis*; *Atractus nigriventris*; *Atractus obesus*; *Atractus pauciscutatus*; *Atractus riveroi*; *Atractus sanctaemartae*; *Atractus taeniatus*; *Atractus univittatus*; *Atractus variegates*; *Atractus wagleri*; *Atractus zidoki*



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Culebra Carenada de México, Culebra-corredora de Liebmann, Liebmann's Earth Runner, *Chersodromus liebmanni*; *Chersodromus rubriventris***

**Culebra de Rayas negras, Serpiente de rayas negras de Texas, Regal Black-striped Snake, *Coniophanes imperialis*; *Coniophanes fissidens*; *Coniophanes andresensis*; *Coniophanes bipunctatus*; *Coniophanes dromiciformis*; *Coniophanes joanae*; *Coniophanes longinquus*; *Coniophanes meridanus*; *Coniophanes piceivittis*; *Coniophanes quinquevittatus*; *Coniophanes schmidtii***



**Culebra de neblina de Hallberg, Hallberg's Cloud Forest Snake, *Cryophis hallbergi***

**Caracolera articulada, Culebra chupa caracoles, Caracolera rosada, Snail sucker snake, red-striped thirst snake, *Dipsas articulata*; *Dipsas bicolor*; *Dipsas chaparensis*; *Dipsas elegans*; *Dipsas gracilis*, *Dipsas infrenalis*; *Dipsas latifrontalis*; *Dipsas maxillaris*; *Dipsas neivai*; *Dipsas oreas*, *Dipsas peruana*; *Dipsas sanctijoannis*; *Dipsas temporalis*; *Dipsas variegata***



**Serpiente nocturna de Baja California, Baja California Night Snake, *Eridiphas slevini***



**Culebra de Tierra costarricense, Culebra latebricola colombiana, Costa Rican wormsnake, *Geophis brachycephalus*; *Geophis anocularis*; *Geophis cancellatus*; *Geophis dunni*; *Geophis fulvoguttatus*; *Geophis godmani*; *Geophis hoffmanni*; *Geophis isthmicus*; *Geophis juliai*; *Geophis laticinctus*; *Geophis maculiferus*; *Geophis nasalis*; *Geophis omiltemanus*; *Geophis petersii*; *Geophis rhodogaster*; *Geophis sieboldi*; *Geophis tarascae*; *Geophis zeledón***



**Serpiente de la Noche, Night Snake *Hypsiglena torquata*; *Hypsiglena tanzeri***



**Bejuquillo, Serpiente de cabeza chata, Blunt-headed Tree Snake, *Imantodes cenchoa*; *Imantodes gemmistratus*; *Imantodes inornatus*; *Imantodes lentiferus*; *Imantodes phantasma*; *Imantodes tenuissimus***



**Culebra-ojo De Gato Bandada, Cat-eyed Snake *Leptodeira annulata*; *Leptodeira bakeri*; *Leptodeira frenata*; *Leptodeira maculata*; *Leptodeira nigrofasciata*; *Leptodeira punctata*; *Leptodeira rubricata*; *Leptodeira septentrionales***



**Culebra café de Dorso Rojo, Red Coffee Snake, *Ninia sebae*; *Ninia atrata*; *Ninia celata*; *Ninia diademata*; *Ninia espinali*; *Ninia hudsoni*; *Ninia maculata*; *Ninia pavimentata***



[http://nhm.ku.edu/komar/imagegallery/perquin/hires/0a93\\_003hires.jpg](http://nhm.ku.edu/komar/imagegallery/perquin/hires/0a93_003hires.jpg)  
<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/Forsnake/Ninseb.htm>

**Falsa coral de la cuenca del Amazonas, Cope's False Coral Snake, *Pliocercus euryzonus*; *Pliocercus elapoides*; *Pliocercus wilmarai***



<http://www.snakesofcolombia.com/imagesinv/1/1168.jpg>

**Culebra ojo de gato del Río Balsas, False cat eye snake, *Pseudoleptodeira latifasciata*; *Pseudoleptodeira uribei***



**Serpiente de labio amarillo, Serpiente de maderas de pino, Pine woods snake,** *Rhadinaea flavilata*; *Rhadinaea anacoreta*; *Rhadinaea bogertorum*; *Rhadinaea calligaster*; *Rhadinaea decorata*; *Rhadinaea godmani*; *Rhadinaea hesperia*; *Rhadinaea kanalchutchan*  
*Rhadinaea lachrymans*; *Rhadinaea myersi*; *Rhadinaea omiltemana*; *Rhadinaea pilonaorum*; *Rhadinaea quinquelineata*; *Rhadinaea rogerromani*; *Rhadinaea sargenti*; *Rhadinaea tolpanorum*; *Rhadinaea vermiculaticeps*



<http://pick4.pick.uga.edu/mp/20q?search=Rhadinaea+flavilata&guide=Snakes>, <http://www.stetson.edu/~pmay/stock%20herps.htm>

**Caracolera de Centroamérica, Caracolera, Snail Ester, *Sibon anthracops*; *Sibon carri*; *Sibon dimidiatus*; *Sibon fischeri*; *Sibon longifrenis*; *Sibon nebulatus*; *Sibon sanniola***



<http://www.hiss-n-things.com/CostaRicaTrip%2001/Highlights%20Trip%201.htm>

**Caracolera de Mikan**, *Sibynomorphus mikanii*; *Sibynomorphus inaequifasciatus*; *Sibynomorphus lavillai*; *Sibynomorphus neuwiedi*; *Sibynomorphus oligozonatus*; *Sibynomorphus petersi*; *Sibynomorphus turgidus*; *Sibynomorphus vagus*; *Sibynomorphus williamsi*



<http://www.butantan.gov.br/herpetologia/fotospg.htm>

**Culebra del pantano de Panamá**, Mocquard's Swamp Snake, *Tretanorhinus mocquardi*; *Tretanorhinus nigroluteus*; *Tretanorhinus taeniatus*; *Tretanorhinus variabilis*

**Serpiente tropical de Panamá**, Barbour's Tropical Ground Snake, *Trimetopon barbouri*; *Trimetopon gracile*; *Trimetopon pliolepis*; *Trimetopon slevini*; *Trimetopon viquezi*

**Culebra cabezona de Guatemala**, Banded Snail Sucker, *Tropidodipsas fasciata*; *Tropidodipsas philippii*; *Tropidodipsas zweifeli*

**Culebra pálida de tierra**, Pale Ground Snake, *Urotheca decipiens*; *Urotheca elapoides*; *Urotheca fulviceps*; *Urotheca guentheri*; *Urotheca lateristriga*; *Urotheca multilineata*; *Urotheca pachyura*



**Culebra Jaspeada, Culebra del Bosque Tropical de Brasil, Tropical forest snake,** *Calamodontophis paucidens*



**Serpiente gusano, Serpiente gusano oriental, Eastern Worm Snake, *Carphophis amoenus*; *Carphophis vermis***



**Culebra de Cola afilada, Serpiente marron de espina corta, Sharp-tailed Snake,** *Contia tenuis*



**Culebra lagartijera de Nevermann, Guardacaminos café, guardacamino oscura, Dunn's Road Guarder, Brown Road Guarder, gray-backed road guarder, *Crisantophis nevermanni***

**Culebra de cuello anillado de Monterrey, Culebra verde de cuello con banda, Monterrey Ringneck Snake *Diadophis punctatus vandenburgii*; *Diadophis punctatus stictogenys*; *Diadophis punctatus regalis*; *Diadophis punctatus punctatus*; *Diadophis punctatus pulchellus*; *Diadophis punctatus occidentalis*; *Diadophis punctatus modestus***



**Culebra comedora de Ranas de Colombia, Colombian Frog-eating Snake *Diaphorolepis laevis*; *Diaphorolepis wagneri***

**Culebra de Brasil, *Echianthera undulata*; *Echianthera occipitales*; *Echianthera undulate*; *Echianthera persimilis*; *Echianthera affinis*; *Echianthera bilineata*; *Echianthera cephalomaculata*; *Echianthera melanostigma***



**Serpiente Pinchinda**, Pinchinda Snake, *Emmochliophis fugleri*; *Emmochliophis miops*

**Serpiente de Cola larga Colombiana**, Colombia longtail snake, *Enuliophis Sclateri*; *Enulius flavitorques*; *Enulius bifoveatus*; *Enulius oligostichus*; *Enulius roatanensis*



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Culebra excavadora de Brasil**, Brazilian burrowing snake, *Gomesophis brasiliensis*

**Culebrade Río, Camaronera, Culebra casataña de agua, Serpiente de Agua dulce, Costa Rica Water Snake, Prawm snake** *Hydromorphus concolor*; *Hydromorphus dunni*

**Culebra ojo de gato, Falsa Yará, Flasa Yará ojo de gato, False tomodon snake,** *Pseudotomodon trigonatus*



[http://farm4.static.flickr.com/3164/2614669515\\_6f4d1f2432.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3164/2614669515_6f4d1f2432.jpg?v=0)

[http://www.fotosaves.com.ar/FotosReptiles/FalsaYarara\\_CAavanzado\\_1998.jpg](http://www.fotosaves.com.ar/FotosReptiles/FalsaYarara_CAavanzado_1998.jpg)

**Culebrade Dientes posteriores de Brasil**, Fanged water snake, *Ptychophis flavovirgatus*



**Culebra de Montaña, Serpiente agraciada de Montaña, graceful mountain snake, *Rhadinophanes monticola***

**Culebra bicolor, Culebra Carenada de Ecuador, Two-colored Fishing Snake, *Synopsis bicolor*; *Synopsis calamitus* *Synopsis lasallei*; *Synopsis plectovertebrales***



© Luis A. Coloma (Hyla imágenes)  
<http://www.puce.edu.ec/zoologia/reservas/otonga/reptiles.html>

**Serpiente Elegante de Muña, Boulenger's Slender Snake, *Tachymenis affinis*; *Tachymenis chilensis*; *Tachymenis elongate*; *Tachymenis peruviana*; *Tachymenis surinamensis*; *Tachymenis tarmensis***

**Culebra de Collar Blanco, Culebra de Pintas, Spotted Ground Snake, *Taeniophallus occipitalis*, *Taeniophallus nicagus*, *Taeniophallus affinis*, *Taeniophallus bilineatus*, *Taeniophallus brevirostris*, *Taeniophallus nebularis*, *Taeniophallus persimilis*, *Taeniophallus poecilopogon***



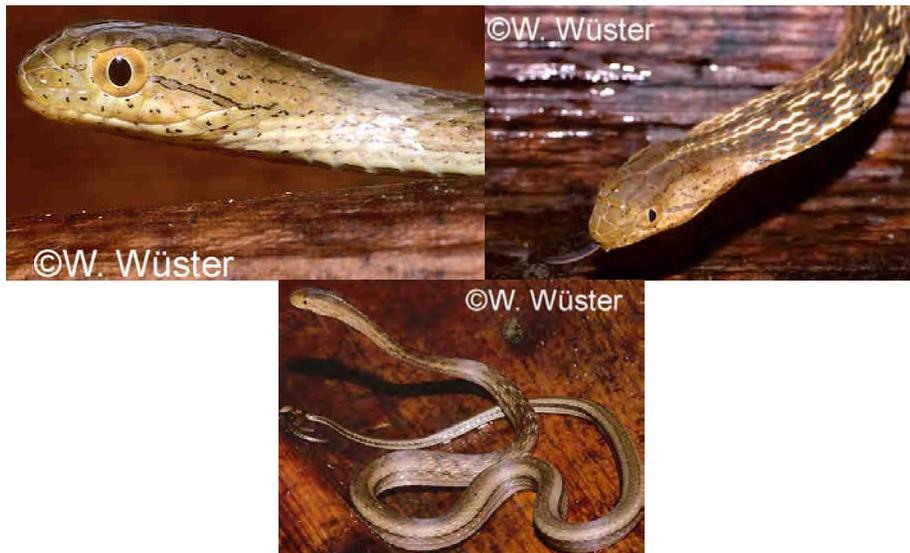
copyright (c) martin.jansen@gmx.net



photo by Paul Freed  
[www.freedphotography.com](http://www.freedphotography.com)

**Culebra-ojo de gato-falsa oaxaqueña, Culebra ojos de gato de bordes blancos,**  
Oaxacan cat-eyed snake, *Tantalophis discolor*

**Corre-Campo, Serpiente pabilo,** Amazon Coastal House Snake, *Thamnodynastes pallidus*; *Thamnodynastes almae*; *Thamnodynastes chimanta*; *Thamnodynastes duida*; *Thamnodynastes gambotensis*; *Thamnodynastes hypoconia*; *Thamnodynastes marahuaquensis*; *Thamnodynastes rutilus*; *Thamnodynastes strigatus*; *Thamnodynastes yavi*



[http://calphotos.berkeley.edu/browse\\_imgs/reptile\\_sci\\_37.html](http://calphotos.berkeley.edu/browse_imgs/reptile_sci_37.html)

**Culebra Enhebrada, Cobra espada, Pampas Snake, Tomodon dorsatus; Tomodon degener; Tomodon ocellatus**



**Culebra de Tierra Del Amazonas, Flat-headed Snake, Wucherer's Ground Snake,**  
*Xenopholis scalaris; Xenopholis undulates*



[http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/laurie\\_vitt/Xscal.jpg/medium.jpg](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/laurie_vitt/Xscal.jpg/medium.jpg)

**Corredora de las Antillas, Leeward Racer, *Alsophis antillensis*; *Alsophis biserialis*;  
*Alsophis cantherigerus*; *Alsophis elegans*; *Alsophis melanichnus*; *Alsophis portoricensis*;  
*Alsophis rijersmai*; *Alsophis sanctaecrucis*; *Alsophis vudii***



**Corredora Negra de la Isla Española, Cope's Antilles Snake, Hispaniolan black racer,**  
*Antillophis parvifrons; Antillophis andreae*



**Culebra de Colmillos grandes, Reinhardt's Burrowing Snake, *Apostolepis assimilis*;  
*Apostolepis breviceps*; *Apostolepis cearenis*; *Apostolepis dimidiata*; *Apostolepis flavotorquata*;  
*Apostolepis gaboi*; *Apostolepis intermedia*; *Apostolepis longicaudata*;  
*Apostolepis multicincta*; *Apostolepis niceforoi*; *Apostolepis pyimi*; *Apostolepis quinquelineata*;  
*Apostolepis sanctaeritae*; *Apostolepis tenuis*; *Apostolepis vittata***



**Culebra de la Isla de Cuba**, Cuban island snake, *Arrhyton ainictum*; *Arrhyton callilaemum*; *Arrhyton dolichura*; *Arrhyton exiguum*; *Arrhyton funereum*; *Arrhyton landoi*; *Arrhyton polylepis*; *Arrhyton redimitum*; *Arrhyton supernum*; *Arrhyton taeniatum*; *Arrhyton vittatum*

Subfamilia Xenodontinae

**Culebra de Bahía**, *Boiruna sertaneja*, *Boiruna maculata*

**Vibora de Sangre, Mussurana**, *Clelia clelia*; *Clelia rustica*; *Clelia equatoriana*; *Clelia montana*; *Clelia quimi*; *Clelia bicolor*; *Clelia scytalina*



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Culebra Listada**, Striped Road Guarder, *Conophis vittatus*; *Conophis lineatus*; *Conophis pulcher*

**Culebra terrestre haitiana, Culebra sabanera, Culebra colorada**, Haitian Ground Snake, *Darlingtonia haetiana*



<http://www.kingsnake.com/westindian/darlingtoniahaetianaperfector1.JPG>

**Culebra Brasileña, Hensel's Snake, *Ditaxodon taeniatus***

**Culebra Andina de Collar negro, Black-collared Snake, *Drepanoides anomalus***



<http://www.snakesofcolombia.com/base/selectdepartment.do?store=1&catalog=4&department=34>

**Culebra mansa lagartijera, *Elapomorphus quinquelineatus*; *Elapomorphus lemniscatus*;  
*Elapomorphus lepidus*; *Elapomorphus spegazzinii*; *Elapomorphus wuchereri***



© 2007 Mario Sacramento

**Falsa coral de Tobago, False Coral Snake, *Erythrolamprus aesculapii*; *Erythrolamprus bizonus*; *Erythrolamprus guentheri*; *Erythrolamprus mimus*; *Erythrolamprus ocellatus*; *Erythrolamprus pseudocorallus***



**Culebra de Fango, Western Mud Snake, *Farancia abacura*; *Farancia erythrogramma***



**Sapa, Serpiente de agua, Jergón de Río, Serpiente Karaapariki, Brown-banded Water Snake, *Helicops angulatus*; *Helicops carinicaudus*; *Helicops danieli*; *Helicops gomesi*; *Helicops hoguei*; *Helicops infrataeniatus*; *Helicops leopardinus*; *Helicops modestus*; *Helicops pastazae*; *Helicops scalaris*; *Helicops trivittatus*; *Helicops yacu***



**Serpiente hocio de cerdo, Western hognose snake** *Heterodon nasicus*; *Heterodon platirhinos*; *Heterodon simus*



**Yacariná, Ñacariná Boipevacú, Surucucú do Pantanal, Pepeva y Falsa cobra, False Water Cobra,** *Hydrodynastes gigas*; *Hydrodynastes bicinctus*



**Culebra de Pantano, Yarará del agua, Water Coral,** *Hydrops triangularis*; *Hydrops martii*



**Serpiente ojos de gato de la española, Hispaniolan Hog-nosed Racer, *Hypsirhynchus ferox***



**Culebrade colmillos posteriores de Barreras, Barreras Fanged Snake, *Ialtris agyrtes*; *Ialtris dorsalis*; *Ialtris parishi***

**Guardacaminos, Serpiente reinita amarilla, Shaw's Black-backed Snake, *Liophis melanotus*; *Liophis albiceps*; *Liophis boursieri*; *Liophis cursor*; *Liophis dilepis*; *Liophis elegantissimus*; *Liophis festae*; *Liophis guentheri*; *Liophis jaegeri*; *Liophis leucogaster*; *Liophis ornatus*; *Liophis problematicus*; *Liophis reginae*; *Liophis sagittifer*; *Liophis typhlus*; *Liophis vitti*; *Liophis williamsi***



**Falsa Yarará de hocico respingado, Falsa Crucera de Hocico Respingado, Falsa Yarará Nata, Argentine Hognosed Snake, False Yarara, False Coral, False Crucera, *Lystrophis dorbignyi*; *Lystrophis histricus*; *Lystrophis matogrossensis*; *Lystrophis pulcher*; *Lystrophis semicinctus***



**Culebra de cabeza surcada, Culebra con Cresta de Nayarit, Ridgehead snake**  
*Manolepis putnami*



**Falsa Coral, False Coral Snake, *Oxyrhopus petola*; *Oxyrhopus clathratus*; *Oxyrhopus doliatus***  
*Oxyrhopus formosus*; *Oxyrhopus guibei*; *Oxyrhopus leucomelas*; *Oxyrhopus melanogenys*; *Oxyrhopus occipitalis*; *Oxyrhopus rhombifer*; *Oxyrhopus trigeminus*;  
*Oxyrhopus venezuelanus*



**Culebra de Brasil**, *Phalotris mertensi*; *Phalotris bilineatus*; *Phalotris concolor*; *Phalotris lativittatus*; *Phalotris nasutus*; *Phalotris punctatus*; *Phalotris tricolor*



**Culebra verde**, **Culebra hocicuda**, **Arbolera narigona**, **Víbora verde de los Árboles**, **Green Pampas Racer**, *Philodryas baroni*; *Philodryas aestivus*; *Philodryas chamissonis*; *Philodryas hoodensis*; *Philodryas inca*; *Philodryas laticeps*; *Philodryas mattogrossensis*; *Philodryas nattereri*; *Philodryas olfersii*; *Philodryas psammophideus*; *Philodryas simonsii*; *Philodryas trilineatus*; *Philodryas varius*



**Doroya**, Troschel's pampas snake, *Phimophis guianensis*; *Phimophis chui*; *Phimophis guerini*; *Phimophis iglesiasi*; *Phimophis scriptorcibatus*; *Phimophis vittatus*



**Culebra excavadora nocturna**, *Pseudablades agassizii*

**Falsa boa coronada**, Crowned False Boa, *Pseudoboa coronata*; *Pseudoboa haasi*; *Pseudoboa neuwiedii*; *Pseudoboa nigra*; *Pseudoboa serrana*



**Serpiente de Agua**, **Culebra cazadora de agua**, **Culebra Marrón de Sudamérica**, *Pseudoeryx plicatilis*



**Culebra de Mojos**, Spirit Ground Snake, *Psomophis genimaculatus*; *Psomophis joberti*; *Psomophis obtusus*



**Culebra de Antioquia**, *Saphenophis antioquiensis*; *Saphenophis atahuallpae*; *Saphenophis sneiderni*

**Culebra de ojos rojos**, **Culebra lisa tropical**, Red-eye tree snake, *Siphlophis compressus*; *Siphlophis leucocephalus*; *Siphlophis longicaudatus*; *Siphlophis pulcher*; *Siphlophis worontzowi*



**Cobra Cipó**, Serra snake, *Tropidodryas serra*; *Tropidodryas striaticeps*

**Culebra del Bosque Tropical, Sapa**, Mertens' Tropical Forest Snake, *Umbrivaga mertensi*; *Umbrivaga pyburni*; *Umbrivaga pygmaea*



**Serpiente verde de Haiti**, Blunt-headed Green Treesnake, *Uromacer catesbyi*; *Uromacer frenatus*; *Uromacer oxyrhynchus*



[http://farm4.static.flickr.com/3280/2531217616\\_e7b8552ed1.jpg?v=0](http://farm4.static.flickr.com/3280/2531217616_e7b8552ed1.jpg?v=0)

<http://home-4.tiscali.nl/~t794614/azfauna/img/culebra1.jpg>

**Culebra arborícola de Brasil**, Sao Paulo sharp snake, *Uromacerina ricardinii*

**Falsa Yarara o Sapera**, Wagler's Snake, *Waglerophis merreni*



**Gran Chaco**, False fer-de-lance, False South American Cobra, *Xenodon neuwiedii*; *Xenodon guentheri*; *Xenodon rhabdocephalus*; *Xenodon severus*; *Xenodon wernerii*



**Serpiente de Liana Rayada**, Green striped vine snake, *Xenoxybelis argenteus*



**Culebra Dorada de Paramaribo**, Schlegel's Golden Snake, *Cercophis auratus*

**Culebra de Parahyba**, Ihering's Snake, *Lioheterophis iheringi*

**Culebra marrón con manchas, *Sordellina punctata***



**Serpiente reticulada de Blyth, Culebra Iridiscente, Blyth's Reticulate Snake, *Blythia reticulata***

**Culebra Lobo anillada de Sri Lanka, Sri Lanka Wolfsnake, *Cercaspis carinatus***



**Serpiente Norteña triangular, Northern Triangle-spotted Snake, *Cyclocorus lineatus*; *Cyclocorus nuchalis***



**Culebra excavadora de rayas amarillas, *Elapoidis fusca***

**Culebra con Bandas de Sumatra, Boie's Smooth Snake, Striped Ringneck, *Gongylosoma baliodeirus*; *Gongylosoma longicauda*; *Gongylosoma nicobariensis***



**Culebra Marrón de Sri Lanka, Slender Mould Snake, *Haplocercus ceylonensis***



**Culebra Del Congo, Schoutedden's Sun Snake, *Helophis schoutedeni***

**Culebra de Luzón, *Myersophis alpestris***

**Culebra negra del Monte Kinabalu, Kalimantan burrowing snake, *Oreocalamus hanitschi***

**Serpiente corredora de Camerún, Cameroon racer snake, *Poecilopholis cameronensis***

**Culebral marrón trapezoidal de Birmania, Brown Trapezoid Snake, *Rhabdops bicolor*; *Rhabdops olivaceus***

**Culebra Rayada de Java, *Tetralepis fruhstorferi***

**Culebra Xizang, Bailey's snake, Hot-spring keel-back snake, *Thermophis baileyi***



<http://www.danielwinkler.com/23325310.jpg>

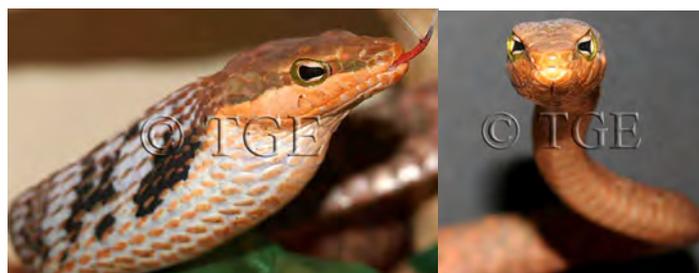
**Culebra de raya negra de Nepal, Blackbelly Worm-eating Snake, *Trachischium fuscum*; *Trachischium guentheri*; *Trachischium leave*; *Trachischium monticola*; *Trachischium tenuiceps***



**Ranera, Culebra granosa, Culebra rugosa café, Rough Coffee Snake, Pebble snake, *Nothopsis rugosus***



**Serpiente dientes de daga de la Vid, Dagger-tooth Vine Snake, *Xyelodontophis uluguruensis***



3.- Familia Atractaspididae: Serpientes estilete (66 spp) mole vipers

**Serpiente topo, Stiletto Snake *Atractaspis microlepidota*; *Atractaspis aterrima*; *Atractaspis battersbyi*; *Atractaspis bibronii*; *Atractaspis coalescens*; *Atractaspis corpulenta*; *Atractaspis dahomeyensis*; *Atractaspis duerdeni*; *Atractaspis engaddensis*; *Atractaspis engdahli*; *Atractaspis fallax*; *Atractaspis irregularis*; *Atractaspis leucomelas*; *Atractaspis micropholis*; *Atractaspis reticulata*; *Atractaspis scorteccii***



**Serpiente Purpura brillante de África**, Purple-glossed Snake, *Amblyodipsas polylepis*; *Amblyodipsas dimidiata*; *Amblyodipsas katangensis*; *Amblyodipsas microphthalma*; *Amblyodipsas concolor*; *Amblyodipsas rodhaini*; *Amblyodipsas teitana*; *Amblyodipsas unicolor*; *Amblyodipsas ventrimaculata*



**Culebra de cabeza negra, Víbora topo**, Black-headed Centipede Ester, Mozambique Centipede Ester, *Aparallactus capensis*; *Aparallactus guentheri*; *Aparallactus jacksonii*; *Aparallactus lineatus*; *Aparallactus lunulatus*; *Aparallactus modestus*; *Aparallactus moeruensis*; *Aparallactus niger*; *Aparallactus nigriceps*; *Aparallactus turneri*; *Aparallactus werner*



**Culebra corta de Revoils**, Revoil's short snake, *Brachyophis revoili*

**Serpiente de dos cabezas**, Butler's Two-headed Snake, *Chilorhinophis butleri*; *Chilorhinophis carpenter*; *Chilorhinophis gerardi*

**Serpiente de cabeza grande de África**, African Bighead Snake, *Hypoptophis wilsoni*



**Serpiente del desierto de cabeza negra, Serpiente de dos cabezas, Desert Black-headed Snake** *Micrelaps boettgeri*; *Micrelaps bicoloratus*; *Micrelaps muelleri*; *Micrelaps vaillanti*



**Serpiente de Jan's, Jan's snake, *Elapotinus picteti***

**Serpiente negra de Natal, Natal black snake, *Macrelaps microlepidotus***

**Comedora de serpientes de Reinhardt, Reinhardt's Snake-eater, *Polemon acanthias*; *Polemon barthii*; *Polemon bocourti*; *Polemon christyi*; *Polemon collaris*; *Polemon fulvicollis*; *Polemon gabonensis*; *Polemon gracilis*; *Polemon leopoldi*; *Polemon neuwiedi*; *Polemon notatum*; *Polemon robustus***

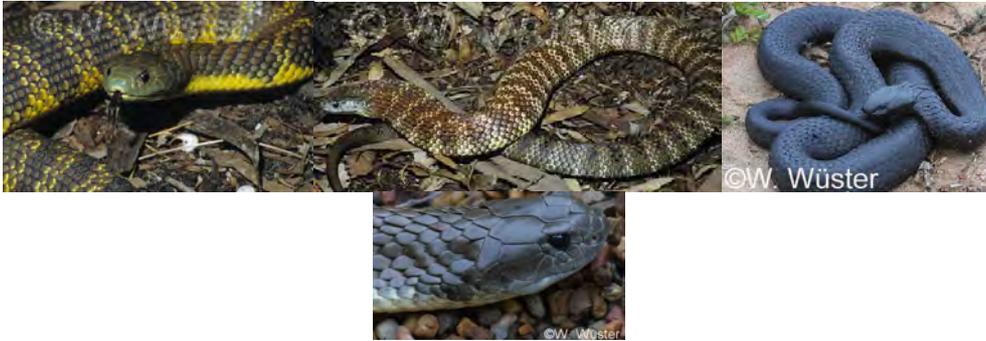
**Culebra narigona bicolor, Quill -snouted Snake, *Xenocalamus bicolor*; *Xenocalamus mechowii*; *Xenocalamus michellii*; *Xenocalamus sabiensis*; *Xenocalamus transvaalensis***



[http://farm3.static.flickr.com/2301/2135438466\\_48b13a455f.jpg?v=0](http://farm3.static.flickr.com/2301/2135438466_48b13a455f.jpg?v=0)

4.- Familia Elapidae: Cobras, mambas, taipanes, serpientes corales y serpientes marinas. Muy venenosas. (137 spp)

**Serpiente Tigre Australiana**, Australian Tiger snake, *Notechis scutatus*



**Serpiente de coral de Hediger**, Hediger's snake, *Parapistocalamus hedigeri*

**Taipan**, Papuan Taipan, *Oxyuranus scutellatus*; *Oxyuranus microlepidotus*



**Coral de la India**, Beddome's Coral Snake, *Calliophis beddomei*; *Calliophis bivirgata*; *Calliophis calligaster*; *Calliophis gracilis*; *Calliophis intestinales* *Calliophis kelloggi*; *Calliophis maclellandi*; *Calliophis melanurus*; *Calliophis nigrescens*

**Serpiente Coralillo**, Eastern coral snake, *Micrurus fulvius*; *Micrurus ancoralis*; *Micrurus browni*; *Micrurus catamayensis*; *Micrurus corallinus*; *Micrurus decoratus*; *Micrurus elegans*; *Micrurus hippocrepis*; *Micrurus ibiboboca*; *Micrurus isozonus*; *Micrurus laticollaris*; *Micrurus medemi*; *Micrurus narduccii*; *Micrurus psyches*; *Micrurus ruatanus*; *Micrurus spixii*; *Micrurus tricolor*



© 2004 Brad Moon

**Coral de taiwán**, Taiwanese Coral Snake, *Hemibungarus hatori*; *Hemibungarus japonicus*; *Hemibungarus sauteri*



<http://reptile.helzone.com/reptile/uploads/reptile/snakes/1056175062Bungarus2.jpeg>

**Jarretera venenosa de Somalia**, Broadley's Garter Snake, *Elapsoidea broadleyi*; *Elapsoidea chelazzii*; *Elapsoidea guentherii*; *Elapsoidea laticincta*; *Elapsoidea loveridgei*; *Elapsoidea nigra*; *Elapsoidea semiannulata*; *Elapsoidea sundevallii*; *Elapsoidea trapei*

**Cobra acuática**, Water Cobra *Boulengerina annulata*; *Boulengerina christyi*



**Cobra excavadora, Burrowing Cobra, *Paranaja multifasciata***



**Serpiente de Glenmorgan, Serpiente de espalda negra, Black-backed Snake, Dwyer's Snake, *Parasuta dwyeri*; *Parasuta flagellum*; *Parasuta spectabilis*; *Parasuta monachus***



**Cobra negra de Bosque**, Gold's tree cobra, Golden tree cobra, *Pseudohaje goldii*;  
*Pseudohaje nigra*



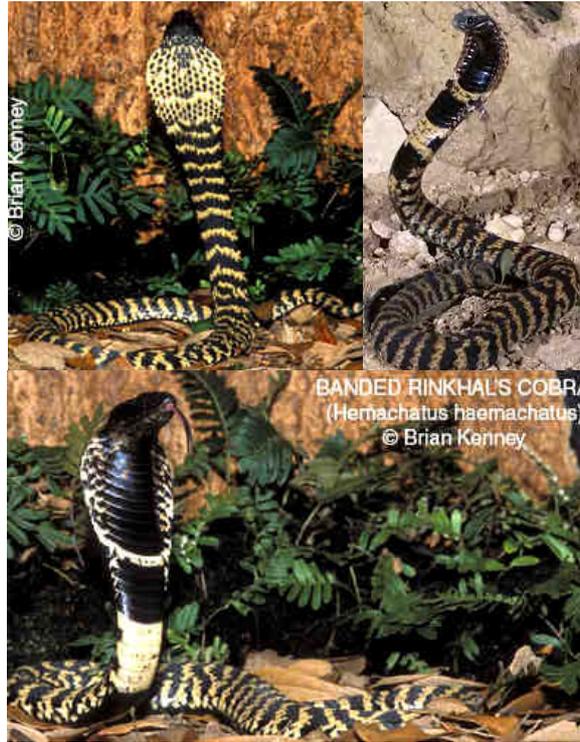
**Mamba negra**, Black Mamba, *Dendroaspis polylepis*; *Dendroaspis angusticeps*;  
*Dendroaspis jamesoni*; *Dendroaspis viridis*



**Cobra coral**, Coral Cobra, *Aspidelaps lubricus*; *Aspidelaps scutatus*



**Cobra escupidora**, Cobra de Ringhal, Cobra anillada, Banded Rinkhal's Cobra,  
*Hemachatus haemachatus*



<http://www.gherp.com/gallery/new/ringhals.jpg>  
<http://www.gherp.com/kingsnake/scientific/venomous/>

**Cobra real, King cobra, Hammadryad, *Ophiophagus hannah***



**Cobra negra del Desierto, Black Desert Cobra, Walter Innes' Snake, *Walterinnesia aegyptia***



[http://www.snopi.com/enc/images/walterinnesia\\_aegyptia.jpg](http://www.snopi.com/enc/images/walterinnesia_aegyptia.jpg)

**Cobra de Anteojos, Indian Spectacled Cobra, *Naja naja*; *Naja atra*; *Naja haje*; *Naja kaouthia*; *Naja melanoleuca*; *Naja oxiana*; *Naja pallida*; *Naja sputatrix***



**Krait Indio, Paraguda, Indian Krait, *Bungarus caeruleus*; *Bungarus flaviceps*; *Bungarus andamanensis*; *Bungarus bungaroides*; *Bungarus ceylonicus*; *Bungarus lividus*; *Bungarus magnimaculatus*; *Bungarus multicinctus*; *Bungarus niger*; *Bungarus sindanus***



**Serpiente Arlequin Rayada, Striped Harlequin Snake, *Homoroselaps dorsalis*; *Homoroselaps lacteus***

**Serpiente Coral de Sonora, Sonoran Coral Snake, *Micruroides euryxanthus***



© 2006 Paul Hampton

5.- Familia Viperidae: Víboras y Víboras de madriguera. (250 spp)

Subfamilia Crotalinae: Pit vipers

**Cantil, Zolcoatl, Mexican Cantil, *Agkistrodon bilineatus*; *Agkistrodon contortrix*;  
*Agkistrodon piscivorus***



Nauyaca saltadora, Coy, Nauyaca corta, Jumping Viper, *Atropoides nummifer*;  
*Atropoides olmec*; *Atropoides picadoi*



© 2007 Petrovan Silviu

**Nauyaca lora, Wisnayera, Huisnayera, Gushnayera, Nauyaca bicolor, Cantiol lora, Ic Bolay, Tamagas verde, Víbora verde, Guatemalan Palm-Pitviper, *Bothriechis bicolor*; *Bothriechis aurifer*; *Bothriechis lateralis*; *Bothriechis marchi*; *Bothriechis nigroviridis*; *Bothriechis rowleyi*; *Bothriechis schlegelii*; *Bothriechis thalassinus***



<http://www.greglasley.net/guatpitvi.html>

**Serpiente Lora arborícola, Serpiente Loro Machaco, Two-striped forest-pitviper, *Bothriopsis bilineata*; *Bothriopsis medusa*; *Bothriopsis oligolepis*; *Bothriopsis peruviana*; *Bothriopsis pulchra*; *Bothriopsis punctata*; *Bothriopsis taeniata***



©Dr. Zoltan Takacs <http://zoltantakacs.com/zt/pw/sn/album.php?idx=9>  
[http://www.repti.net/reptile\\_pictures/Bothriopsis+bilineata](http://www.repti.net/reptile_pictures/Bothriopsis+bilineata)

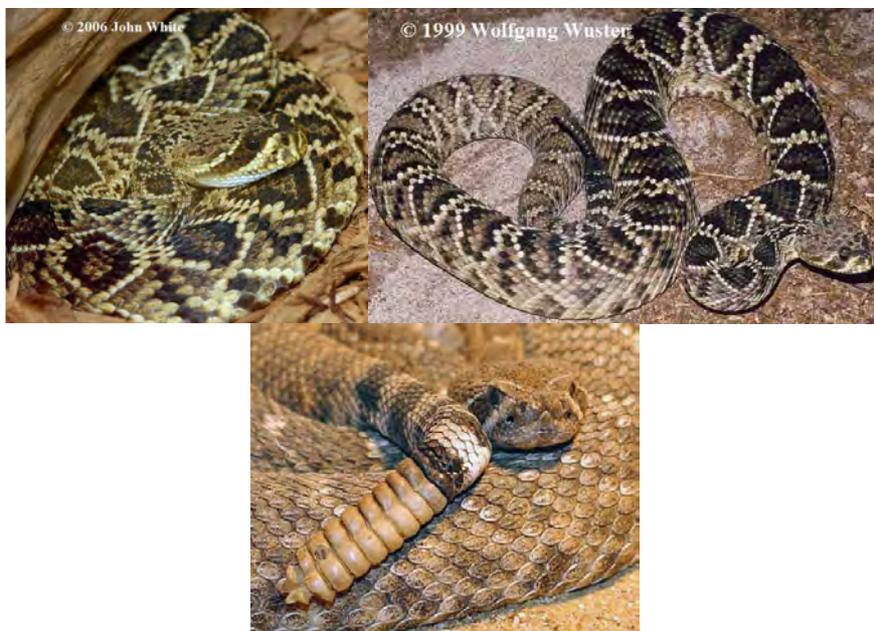
**Serpiente ecuatoriana, Boca de Sapo, Ecuadorian Toad-headed Pit-viper, *Bothrocophias campbelli*; *Bothrocophias hyoprora*; *Bothrocophias microphthalmus*; *Bothrocophias myersi***



**Cascabel Muda, Matabuey, Verrugosa, Mazacuata, Shushupe, Bushmaster, *Lachesis muta*; *Lachesis melanocephala*; *Lachesis stenophrys***



**Vibora de Cascabel Diamantina**, Crotalo diamantino, Eastern diamondback rattlesnake, *Crotalus adamanteus*; *Crotalus basiliscus*; *Crotalus catalinensis*; *Crotalus enyo*; *Crotalus horridus*; *Crotalus intermedius*; *Crotalus lannomi*; *Crotalus polystictus*; *Crotalus ruber*; *Crotalus stejnegeri*; *Crotalus unicolor*; *Crotalus willardi*; *Crotalus viridis*; *Crotalus tigris*; *Crotalus vegrandis*; *Crotalus molossus*



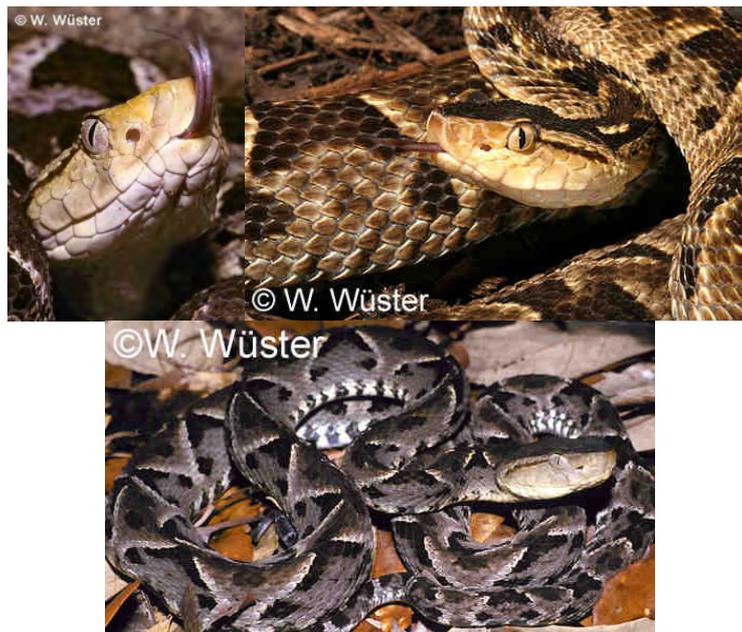
<http://www.tropicarium.se/index.php?id=84&lang=de>

**Serpiente arborícola de la Isla Wetar**, Wetar Island Tree Viper, *Trimeresurus insularis*; *Trimeresurus schlegeli*; *Trimeresurus albolabris*; *Trimeresurus borneensis*; *Trimeresurus cantori*; *Trimeresurus cornutus*; *Trimeresurus erythrurus*; *Trimeresurus fasciatus*; *Trimeresurus gumprechtii*; *Trimeresurus hageni*;

*Trimeresurus kanburiensis*; *Trimeresurus labialis*; *Trimeresurus medoensis*; *Trimeresurus popeiorum*; *Trimeresurus tibetanus*; *Trimeresurus vogeli*; *Trimeresurus xiangchengensis*; *Trimeresurus yunnanensis*



**Nauyaca real, Barba amarilla, Cuatro narices, Rabo de hueso, Nauyaca-terciopelo Real, Fer de Lance, *Bothrops asper*; *Bothrops alcatraz*; *Bothrops barnetti*; *Bothrops colombianus*; *Bothrops erythromelas*; *Bothrops fonsecai*; *Bothrops iglesiasi*; *Bothrops jonathani*; *Bothrops lanceolatus*; *Bothrops muriciensis*; *Bothrops neuwiedi*; *Bothrops pictus*; *Bothrops sanctaecrucis*; *Bothrops venezuelensis***

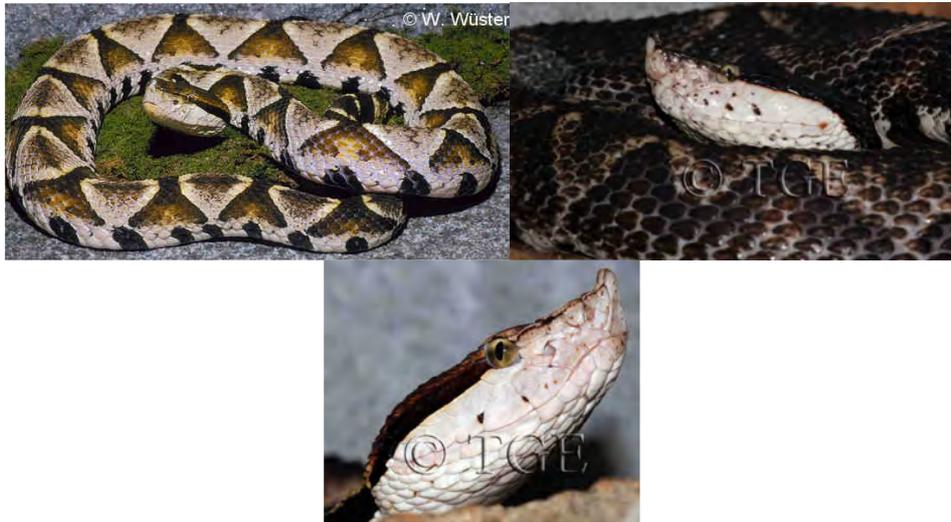


**Serpiente Mocasín de Malaya, Mocasín de Malasia, Malayan Pitvipe, *Calloselasma rhodostoma***

**Cheta, Cantil, Godman's Viper, *Cerrophidion godmani*; *Cerrophidion barboursi*; *Cerrophidion petlalcalensis*; *Cerrophidion tzotzilorum***



**Mocasín de rostro afilado, Sharp-nosed Pitviper, *Deinagkistrodon acutus***



**Mamushi, Japanese pit viper, Mamushi, *Gloydius blomhoffi*; *Gloydius himalayanus*; *Gloydius intermedius*; *Gloydius monticola*; *Gloydius saxatilis*; *Gloydius shedaoensis*; *Gloydius tsushimaensis*; *Gloydius ussuriensis***



<http://www.zmnh.com/ShowArticle.asp?ArticleID=555>  
<http://nikuneko800.chu.jp/mamushi.html>

**Víbora de nariz encorvada de la India**, Hump-nosed Viper, *Hypnale hypnale*;  
*Hypnale nepa*; *Hypnale walli*



**Serpiente de Foso de Cola negra**, Mexican black-tailed pit viper, *Ophryacus melanurus*; *Ophryacus undulates*



**Serpiente de Foso Del Monte Kinabalu**, Chasen's mountain pitviper, Chasen's tree viper, *Ovophis chaseni*; *Ovophis monticola*; *Ovophis okinavensis*; *Ovophis tonkinensis*

**Chatilla**, Dunn's Hognosed Viper; *Porthidium dunnii*; *Porthidium hespere*; *Porthidium lansbergii*; *Porthidium nasutum*; *Porthidium ophryomegas*; *Porthidium volcanicum*; *Porthidium yucatanicum*



[http://www.afpmb.org/pubs/living\\_hazards/P1DUNNL.jpg](http://www.afpmb.org/pubs/living_hazards/P1DUNNL.jpg)

**Serpiente de Jerdon**, Jerdon's Pitviper, *Protobothrops jerdonii*; *Protobothrops elegans*; *Protobothrops flavoviridis*; *Protobothrops kaulbacki*; *Protobothrops mucrosquamatus*; *Protobothrops strigatus*; *Protobothrops tokarensis*



**Massasauga**, Eastern Massasauga Rattlesnake, *Sistrurus catenatus*; *Sistrurus miliarius*; *Sistrurus ravus*



**Serpiente de Fosa de tres escamas**, Three horned-scaled pitviper, *Triceratolepidophis sieversorum*

**Serpiente de Foso Huttons**, Wagler's Pitviper, *Tropidolaemus wagleri*; *Tropidolaemus huttoni*



Subfamilia Viperinae: verdaderos vipers

**Víbora de cabeza corta de Babour, Víbora verde, Barbour's Short-headed Viper,**  
*Adenorhinos barbouri*

**Víbora áspera verde, Hairy Bush Viper, Bristly Bush Viper, *Atheris hispida*; *Atheris broadleyi*;**  
*Atheris* *chlorechis*  
*Atheris desaixi*; *Atheris acuminata*; *Atheris katangensis*; *Atheris nitschei*; *Atheris rungweensis*; *Atheris subocularis*



***Vibora bufadora cornuda*, Many-horned Adder, *Bitis cornuta*; *Bitis nasicornis*; *Bitis albanica*; *Bitis arietans*; *Bitis caudalis*; *Bitis gabonica*; *Bitis heraldic*; *Bitis inornata*;**

*Bitis parviocula*; *Bitis peringueyi*; *Bitis rubida*; *Bitis schneideri*; *Bitis worthingtoni*;  
*Bitis xeropaga*



**Víbora cornuda del desierto**, Desert Horned Viper, *Cerastes cerastes*; *Cerastes gasperettii*; *Cerastes vipera*



**Víbora de Russell**, Russell's Viper, *Daboia russelii*; *Daboia palaestinae*



**Víbora de escamas de Sierra, Saw-scaled Viper, *Echis carinatus*; *Echis coloratus*; *Echis hughesi*; *Echis jogeri*; *Echis leucogaster*; *Echis megaloccephalus*; *Echis ocellatus*; *Echis pyramidum***



**Víbora Del Desierto De Mc'mahon, McMahon's viper, *Eristicophis macmahoni***



**Víbora del Desierto**, *Macrovipera deserti*; *Macrovipera lebetina*; *Macrovipera mauritanica*; *Macrovipera schweizeri*



<http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/b/b8/Macrovipera-lebetina-turanica-1.jpg/180px-Macrovipera-lebetina-turanica-1.jpg>  
<http://www.reptiles.de/Europ%C3%A4ische%20Viperiden/Meine%20Tiere/Macrovipera%20deserti.jpg>

**Víbora de Montaña**, Kenya Montane Viper, *Montatheris hindii*



<http://www.bio-ken.com/vipersmontanehead.jpg>

**Víbora de pantano**, Swamp Viper, Lowland Viper, *Proatheris superciliaris*



**Víbora cornuda de Palestina**, False Horned Viper, *Pseudocerastes fieldi*; *Pseudocerastes persicus*



<http://www.ctv.es/USERS/reptilista/images/serpientes/Pseudocerastes%20fieldi.jpg>  
[http://www.megasphera.cz/africanvenomoussnakes/images/uvod\\_personal/fotografie/foto\\_jed%20hadi%20Afr/Pseudocerastes\\_V.jpg](http://www.megasphera.cz/africanvenomoussnakes/images/uvod_personal/fotografie/foto_jed%20hadi%20Afr/Pseudocerastes_V.jpg)

**Víbora cornuda, Víbora de arena, Víbora del cuerno, Nose-horned Viper, Long-nosed Viper, *Vipera ammodytes*; *Vipera barani*; *Vipera dinniki*; *Vipera eriwanensis*; *Vipera kaznakovi*; *Vipera lotievi*; *Vipera magnifica*; *Vipera nikolskii*; *Vipera orlovi*; *Vipera palaestinae*; *Vipera raddei*; *Vipera seoanei*; *Vipera transcaucasiana*; *Vipera ursinii*; *Vipera wagneri*; *Vipera xanthina***



***Víbora nocturna verde, Velvety-green, Night Adder, *Causus resimus*; *Causus bilineatus*; *Causus defilippii*; *Causus lichtensteinii*; *Causus maculates*; *Causus rhombeatus****



**Víbora de Fea**, Fea's Viper, *Azemiops feae*

6.- Familia **Hydrophiidae**: Serpientes Marinas (176 spp)

**Serpiente Marina del Coral**, Horned sea snake, Peron's sea snake, *Acalyptophis peronii*



[www.multicultural.online.wa.gov.au](http://www.multicultural.online.wa.gov.au)  
<http://www.qm.qld.gov.au/images/fauna/HSB001.jpg>

**Vibora Antártica, Vibora de la muerte común, Falsa vibora australiana** Common Death Adder, *Acanthophis antarcticus*; *Acanthophis barnetti*; *Acanthophis crotalusei*; *Acanthophis cummingi*; *Acanthophis hawkei*; *Acanthophis woolfi*



**Serpiente Marrón Oliva de Mar**, Olive Sea snake, *Aipysurus laevis*; *Aipysurus apraefrontalis*; *Aipysurus duboisii*; *Aipysurus eydouxii*; *Aipysurus foliosquama*; *Aipysurus pooleorum*; *Aipysurus tenuis*



[www.ourpetclub.com](http://www.ourpetclub.com) commons.wikimedia.org

**Serpiente coronada de Muller's**, Muller's Crowned Snake *Aspidomorphus muelleri*;  
*Aspidomorphus lineaticollis*; *Aspidomorphus schlegeli*



<http://www.jcu.edu.au/school/tbiol/zoology/herp/png/aspi.jpg>  
<http://www.ecologyasia.com/verts/snakes-png/mullers-crowned-snake.htm>

**Serpiente Marina de Stoke's**, Stokes' Sea Snake, *Astrotia stokesii*



**Serpiente cabeza de cobre**, Lowland Copperhead *Austrelaps superbus*; *Austrelaps labialis*; *Austrelaps ramsayi*



**Serpiente de Corona Dorada**, Golden-crowned Snake *Cacophis squamulosus*; *Cacophis churchilli*; *Cacophis harriettae*; *Cacophis krefftii*



**Serpiente Latigo de Papua**, Papuan Whip Snake, Greater black whip snake, *Demansia papuensis*; *Demansia calodera*; *Demansia olivacea*; *Demansia atra*; *Demansia psammophis*; *Demansia rufescens*; *Demansia simplex*; *Demansia torquata*



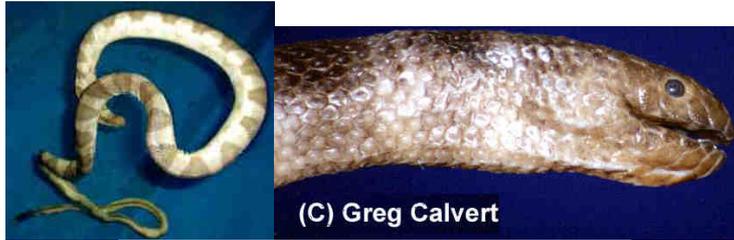
[http://www.reedysreptiles.com/wild\\_ones.htm](http://www.reedysreptiles.com/wild_ones.htm)  
<http://www.jcu.edu.au/school/tbiol/zoology/herp/NthQldHerps/NthQLDHerps-elapids.shtml>  
[http://www.jcu.edu.au/discovernature/herpscommon/JCUDEV\\_009974.html](http://www.jcu.edu.au/discovernature/herpscommon/JCUDEV_009974.html)

**Serpiente decorada**, Ornamental snake, *Denisonia maculata*; *Denisonia devisi*



[http://en.wikipedia.org/wiki/Ornamental\\_Snake](http://en.wikipedia.org/wiki/Ornamental_Snake)

**Serpiente de Mar Rey**, Spectacled Sea Snake, *Disteira kingii*; *Disteira major*; *Disteira nigrocincta*; *Disteira walli*



(C) Greg Calvert



<http://www.multicultural.online.wa.gov.au/wppuser/chelonia/home/SSG.html>  
<http://www.jcu.edu.au/school/tbiol/zoology/herp/NthQldHerps/NthQLDHerps-sea%20snakes.shtml>

**Serpiente de labios blancos**, White-lipped snake, *Drysdalia coronoides*; *Drysdalia mastersii*; *Drysdalia rhodogaster*



[http://www.ecocentre.com/NewsLetter/2006\\_11\\_November/image/White\\_LippedSnakec.jpg](http://www.ecocentre.com/NewsLetter/2006_11_November/image/White_LippedSnakec.jpg)

**Serpiente Marrón de Australiana**, Bardick, *Echiopsis curta*; *Echiopsis atriceps*



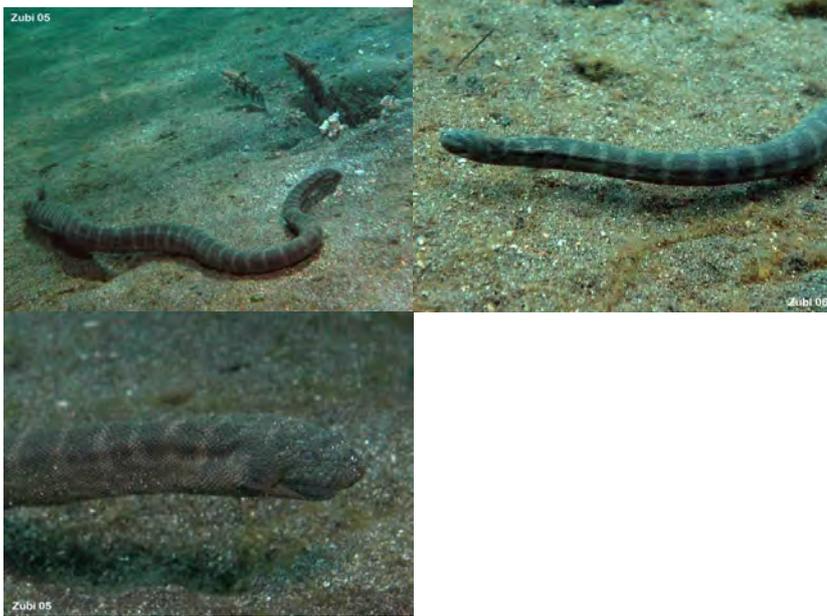
**Serpiente Coronada de Australia**, Western Crowned Snake, *Elapognathus coronata*; *Elapognathus minor*



**Serpiente Marina Cabeza de tortuga**, Turtlehead sea snake, *Emydocephalus annulatus*; *Emydocephalus ijimae*



**Serpiente Marina de Pico**, **Serpiente marina picuda**, Beaked seasnake, *Enhydrina schistosa*; *Enhydrina zweifeli*



<http://www.starfish.ch/collection/reptiles.html>

**Serpiente Marina de Cuello delgado**, North-western mangrove seasnake, *Ephalophis greyae*

**Serpiente de nuca roja**, Red-naped Snake, *Furina diadema*; *Furina barnardi*; *Furina dunmalli*; *Furina ornata*; *Furina tristis*



**Serpiente Lisa de Pantano**, Marsh Snake, Swamp Snake, *Hemiaspis signata*; *Hemiaspis damelii*



**Serpiente de bandas Stephens's, Stephen's Banded Snake, *Hoplocephalus stephensii*;**  
*Hoplocephalus bitorquatus*; *Hoplocephalus bungaroides*



© 2007 David Fischer

**Serpiente Amarilla A Rayas De Puerto Darwin, Port Darwin seasnake, Darwin's sea snake, *Hydrelaps darwiniensis***



[http://www.museum.wa.gov.au/faunabase/ images/Hydrelaps\\_darwiniensis.jpg](http://www.museum.wa.gov.au/faunabase/images/Hydrelaps_darwiniensis.jpg)

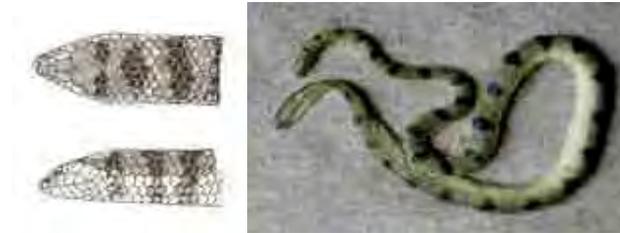
<http://bio.1september.ru/2002/48/25.jpg>

**Serpiente de mar de cabeza negra, Black-headed seasnake, *Hydrophis atriceps*;**  
*Hydrophis belcheri*; *Hydrophis czeblukovi*; *Hydrophis elegans*; *Hydrophis fasciatus*;  
*Hydrophis inornatus*; *Hydrophis klossi*; *Hydrophis laboutei*  
*Hydrophis mamillaris*; *Hydrophis obscurus*; *Hydrophis pacificus*; *Hydrophis*  
*stricticollis*; *Hydrophis torquatus*; *Hydrophis vorisi*



<http://homepage3.nifty.com/japrep/snake/kobura/photo/kurogasira.jpg>

**Serpiente Marina de Jerdon's, Serpiente aplanada, Jerdon's Sea Snake, *Kerilia jerdonii***



[http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Kerilia\\_jerdoni\\_lores.jpg](http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Kerilia_jerdoni_lores.jpg)  
<http://home.tiscali.cz:8080/10nejjedovatejsich/Keriliajerdonii.jpg>

**Serpiente Marina de Cabeza grande, Serpiente marina verde aceituna, Bighead Sea Snake, *Kolpophis annandalei***

**Serpiente del Mar Indico, Shaw's Sea Snake, Short sea snake, *Lapemis curtus*; *Lapemis hardwickii***



Copyright Jaap.Schelvis@Alkumaheerd.nl

[http://members.fortunecity.com/ukp001/naja/hydrophiidae/l\\_curtus\\_1.jpg](http://members.fortunecity.com/ukp001/naja/hydrophiidae/l_curtus_1.jpg)

**Cobra marina de Bali, Yellow-lipped sea krait, *Laticauda colubrina*; *Laticauda crockeri*; *Laticauda laticaudata*; *Laticauda schistorhynchus*; *Laticauda semifasciata***



[http://divegallery.com/sea\\_krait.htm](http://divegallery.com/sea_krait.htm)  
[www.wildsingapore.com.sg](http://www.wildsingapore.com.sg)

**Serpiente Coral de Hocico negro**, Orange-banded snake, *Loveridgelaps elapoides*

**Serpiente de ojos pequeños de Nueva Guinea, Serpiente Ikaheka**, New Guinea Small-eyed Snake, *Micropechis ikaheka*



**Serpiente Tigre negra**, *Notechis ater*; *Notechis scutatus*



**Cobra de Fidji**; Fijian Burrowing Snake, *Ogmodon vitianus*



**Serpiente Taipan**, Taipan, *Oxyuranus scutellatus*; *Oxyuranus microlepidotus*



[http://www.parisnajd.com/blog/plugins/p2\\_news/printarticle.php?p2\\_articleid=21](http://www.parisnajd.com/blog/plugins/p2_news/printarticle.php?p2_articleid=21)

**Serpiente de Mulga, *Pailsus pailsei***

**Serpiente marina de Carpentaria, Northern mangrove seasnake, *Parahydrophis mertoni***

**Serpiente de Hediger, Serpiente de coral Hediger's, Hediger's snake, *Parapistocalamus hedigeri***

**Serpiente marina de vientre amarillo, Yellow-bellied Sea Snake, *Pelamis platura***



[http://en.wikipedia.org/wiki/Pelamis\\_platurus](http://en.wikipedia.org/wiki/Pelamis_platurus)

**Mulga, Serpiente Negra, Serpiente Rey de Australia, Serpiente Marrón del Oeste, King Brown Snake, Mulga Snake, *Pseudechis australis*; *Pseudechis butleri*; *Pseudechis colletti*; *Pseudechis guttatus*; *Pseudechis papuanus*; *Pseudechis porphyriacus***



**Cobra Marrón de las sabanas**, Ringed Brown Snake, *Pseudonaja modesta*; *Pseudonaja affinis*; *Pseudonaja guttata*; *Pseudonaja inframacula*; *Pseudonaja ingrami*; *Pseudonaja nuchalis*; *Pseudonaja textiles*



**Serpiente Müller**, Square-nosed Snake *Rhinoplocephalus bicolor*; *Rhinoplocephalus boschmai*; *Rhinoplocephalus incredibilis*; *Rhinoplocephalus nigrescens*; *Rhinoplocephalus nigrostriatus*; *Rhinoplocephalus pallidiceps*



**Vibora coral de Solomon**, *Salomonelaps par*

**Serpiente nariz de pala sin bandas**; Unbanded Shovel-nosed Snake, *Simoselaps incinctus*; *Simoselaps anomalus*; *Simoselaps approximans*; *Simoselaps bertholdi*; *Simoselaps bimaculatus*; *Simoselaps calonotus*; *Simoselaps fasciolatus*; *Simoselaps*

*littoralis*; *Simoselaps minimus*; *Simoselaps morrissi*; *Simoselaps roperi*; *Simoselaps semifasciatus*; *Simoselaps warro*



**Serpiente de pequeños puntos**, Little Spotted Snake, *Suta punctata*; *Suta dwyeri*; *Suta fasciata*; *Suta flagellum*; *Suta gouldii*; *Suta monachus*; *Suta nigriceps*; *Suta ordensis*; *Suta spectabilis*; *Suta suta*



**Serpiente de Bosque Bueger**, Bueger forest snake, *Toxicocalamus buergersi*; *Toxicocalamus grandis*; *Toxicocalamus holopelturus*; *Toxicocalamus longissimus*; *Toxicocalamus loriae*; *Toxicocalamus misimae*; *Toxicocalamus preussi*; *Toxicocalamus spilolepidotus*; *Toxicocalamus stanleyanus*

**Serpiente de escamas asperas**, **Serpiente Marrón**, Rough-scaled Snake, *Tropidechis carinatus*



**Bandi, bandy-bandy, bunda-bunda, serpiente de anillo, Bandy Bandy, *Vermicella annulata*; *Vermicella intermedia*; *Vermicella multifasciata*; *Vermicella snelli*; *Vermicella vermiformes***



**Serpiente del Índico, Schmidt's Sea Snake, *Thalassophina viperina*; *Thalassophis anomalus***



[http://www.afpmb.org/pubs/living\\_hazards/ThalassophinaViperinaAd2007ByBAbyterami&www-itgmvl-fzk-de&tigr-org1.jpg](http://www.afpmb.org/pubs/living_hazards/ThalassophinaViperinaAd2007ByBAbyterami&www-itgmvl-fzk-de&tigr-org1.jpg)

## **Bibliografía**

UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, Modulo III Reptiles y Aves Corredoras. Ed. UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua, México 1993. Pp:1-12,16-23, 31-68, 120-129, 139-159

## **Internet**

<http://www.kenyalogy.com/esp/fauna/taxonlep.html>

<http://www.serpientes-snakes.com.ar/>

## TORTUGAS

### CLASIFICACIÓN TAXONOMICA

#### ORDEN QUELONIOS

El termino tortuga suele referirse a una especie terrestre o marina, en la literatura inglesa ocupan el termino galápagos para aludir actualmente a las tortugas de agua dulce, sin embargo en español se toma el termino de tortugas acuáticas. Hay más de 270 especies de tortugas y tortugas acuáticas que ocupan hábitats terrestres, de agua dulce o marinos, en regiones templadas y tropicales (O'shea y Halliday, 2001).

Las tortugas terrestres y acuáticas pertenecen al orden Testudines o Quelonios, que se divide en 2 subórdenes. Uno es el Cryptodira, que es el más grande comprendiendo todas menos 2 de las 12 familias reconocidas; son las tortugas más evolucionadas de cuello recto. Son capaces de retraer completamente la cabeza dentro del caparazón plegando el cuello en un plano vertical (Alderton, 2002; O'shea y Halliday, 2001).

El otro suborden es el Pleurodira; siendo claramente distinguibles por la forma en que ellos curvan su cuello en forma de "S" cuando retraen la cabeza hacia su caparazón. Hay unas 70 especies de pleurodios, todas ellas de agua dulce (Alderton, 2002; O'shea y Halliday, 2001).

El tamaño de los quelonios es muy variable, desde 69.5 cm de longitud, hasta los 1.8 m de longitud (O'shea y Halliday, 2001).

#### Clasificación

La clasificación es siempre un tema de revisión, mientras nuevos conocimientos anatómicos, de comportamiento o factores fisiológicos, de trascendencia, salen a la luz. Esto cuenta para diferencias en la posición clasificatoria de algunos quelonios, aunque usualmente los altos rangos no son afectados a ningún alcance notable. Más desacuerdos existen entre los taxónomos para los rangos más bajos especialmente si los estatus subespecíficos lo ameritan (Alderton, 2002).

En muchos casos no se han reconocido subgéneros distintivos y es entonces cuando decae la clasificación. Las subespecies donde la descripción de especie es repetida se conocen como la forma de nominación. Solo los nombres del rango de género descendente se escriben en itálica. Esto ayuda a establecer el estatus actual de los términos que están siendo usados (Alderton, 2002).

#### Suborden Cryptodira

Retraen la cabeza dentro del caparazón

En este grupo encontramos unas 150 especies diferentes de tortugas, las cuales presentan una gran variedad en su distribución y comportamiento. Algunas de estas tortugas viven en

los océanos, apenas pisando tierra después que salen del huevo. Otras se han adaptado a vivir en los desiertos. Y muchas son semiacuáticas, viéndoseles en los ríos y estanques de agua dulce. Estas tortugas se clasifican en 10 subgrupos llamados familias (Alderton, 2002; <http://www.damisela.com/zoo/rep/tortugas/index.htm>).

#### 1.- Familia Carettochelydiae: Tortugas de Caparazón Blando de Nueva Guinea



Mapa 1 Distribución de la Familia Carettochelydiae (Alderton, 2002).

\* **Tortuga plana de Nueva Guinea, Tortuga nariz de puerco, New Guinea plateles turtle, *Carettochelys insculpta*** (Alderton, 2002).



#### 2.- Familia Cheloniidae: Tortugas Marinas



Mapa 2 Distribución de la Familia Cheloniidae (Alderton, 2002).

\* **Tortuga Boba, Caguama, Falsa Carey, Loggerhead turtle, *Carreta carreta***



\* **Tortuga Blanca Oriental Flatback turtle *Chelonia depressa***

\* **Tortuga Verde, Tortuga Blanca Green Turtle *Chelonia mydas mydas; Chelonia mydas agassizi***



[http://infotortuga.googlepages.com/foto15\\_160207.jpg](http://infotortuga.googlepages.com/foto15_160207.jpg)

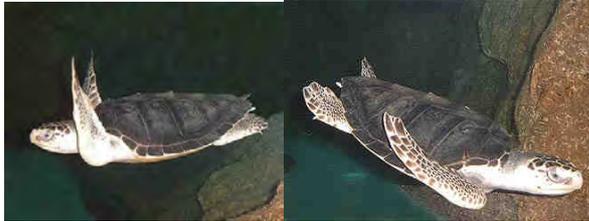
\* **Tortuga Carey, Hawksbill Turtle, *Eretmochelys imbricata imbricata, Eretmochelys imbricata bissa***



\* **Tortuga lora, Cotorra, Kemp's ridley, *Lepidochelys kempii***



\* **Tortuga Golfina, Tortuga olivacea** Oliver ridley *Lepidochelys olivacea*



3.- Familia Chelydridae: Tortugas Mordedoras



Mapa 3 Distribución de la Familia Chelydridae  
(Alderton, 2002).

\* **Tortuga cocodrilo o chiquigao** Common snapping turtle *Chelydra serpentina serpentina*; *Chelydra serpentina acutirostris*; *Chelydra serpentina osceola*; *Chelydra serpentina rossignoni*



[www.fcps.edu/.../common\\_snapping\\_turtle.htm](http://www.fcps.edu/.../common_snapping_turtle.htm)

\* **Tortuga Caiman** Alligator snapping turtle *Macrolemys temmincki* (Alderton, 2002).



[http://72.194.97.91:9090/images\\_htm/alligator\\_snapping\\_turtle/pages/alligator\\_snapping\\_turtle\\_03.htm](http://72.194.97.91:9090/images_htm/alligator_snapping_turtle/pages/alligator_snapping_turtle_03.htm)  
[www.sherpaguides.com/.../wildnotes/index.html](http://www.sherpaguides.com/.../wildnotes/index.html)

4. - Familia Dermatemydidae: Tortugas de Rio de America Central

\* **Tortuga Blanca, Tortuga de Rio de America Central, Tortuga Tabasco, Central American River Turtle *Dermatemys mawi* (Alderton, 2002).**

5. - Familia Dermochelyidae: Tortuga Marina Laúd



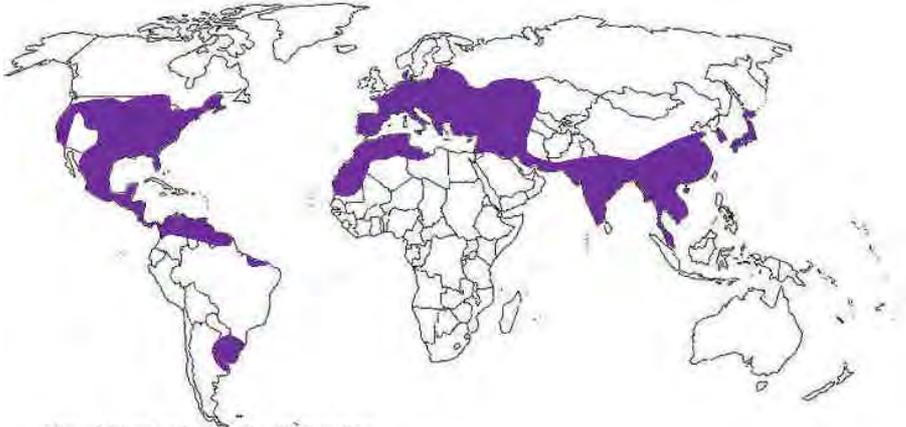
Mapa 5 Distribución de la Familia Dermochelyidae (Alderton, 2002).

\* **Tortuga Laúd Leatherback turtle *Dermochelys coriacea* (Alderton, 2002).**



[montereybay.com/creagrus/sea\\_turtles.html](http://montereybay.com/creagrus/sea_turtles.html)  
[www.reseau-tortues-marines.org/Dermochelys-co...](http://www.reseau-tortues-marines.org/Dermochelys-co...)

6. - Familia Emydidae: Tortugas de agua dulce o de estanque



Mapa 6 Distribución de la Familia Emydidae  
(Alderton, 2002).

- Subfamilia Emydinae: emídnos.

\* **Tortuga Pintada** Painted turtle *Chrysemys picta picta*; *Chrysemys picta belli*;  
*Chrysemys picta dorsalis*; *Chrysemys picta marginata*



[gutt.sg.free.fr/galerie-tortues.htm](http://gutt.sg.free.fr/galerie-tortues.htm)  
[www.chicagoherp.org/herps/turtle/Cpicta.htm](http://www.chicagoherp.org/herps/turtle/Cpicta.htm)

\* **Tortuga Moteada** Spotted turtle *Clemmys guttata*



[http://www.sthlm-herp.net/galleri/galleri\\_800/Clemmysguttatajuv\\_800.html](http://www.sthlm-herp.net/galleri/galleri_800/Clemmysguttatajuv_800.html)  
[207.4.179.38/nrid/getDataPub.php?pid=4941](http://207.4.179.38/nrid/getDataPub.php?pid=4941)

\* **Tortuga del Bosque** Wood turtle *Clemmys insculpta*



[www.amomentonearth.com/Reptiles.htm](http://www.amomentonearth.com/Reptiles.htm)  
<http://www.aaweb.net/images/Clemmys%20insculpta%2002.JPG>

\* **Tortuga de Pantano del Pacífico** Pacific pond turtle *Clemmys marmoratamarmorata*; *Clemmys marmorata pallida*



[www.pondturtle.com/ptmain.html](http://www.pondturtle.com/ptmain.html)  
[www.deserttortoise.org/.../appendix3.html](http://www.deserttortoise.org/.../appendix3.html)

\* **Tortuga Acuática de Mühlberg** Bog turtle *Clemmys muhlenbergii*



[http://www.worldwildlife.org/wildworld/profiles/photos/na/na0411\\_pto.html](http://www.worldwildlife.org/wildworld/profiles/photos/na/na0411_pto.html)  
[http://www.tortoisereserve.org/Research/Muhlenberg\\_Body2.html](http://www.tortoisereserve.org/Research/Muhlenberg_Body2.html)

\***Tortuga Pollo** Chicken turtle *Deirochelys reticularia reticularia*, *Deirochelys reticularia chrysea*, *Deirochelys reticularia miaria*



[www.inseparabile.com/deirochelys.htm](http://www.inseparabile.com/deirochelys.htm)  
[www.austinsturtlepage.com/.../image38.html](http://www.austinsturtlepage.com/.../image38.html)

\* **Tortuga de Blanding** Blanding's turtle *Emydoidea blandingii*



[www.cnah.org/detail.asp?id=715](http://www.cnah.org/detail.asp?id=715), [tortoises.diy.myrice.com/web/bushinigui.htm](http://tortoises.diy.myrice.com/web/bushinigui.htm)

\* **Tortuga de Estanque Europea** European pond turtle *Emys orbicularis*



<http://www.ostrach.de/natur/bugweiler-pfrungerried.htm>, <http://www.aeaweb.net/galleria/galleriaemys.htm>

\* **Tortuga Mapa de Barbour** Barbour's map turtle *Graptemys barbouri*



\* **Tortuga Mapa de Cagle** Cagle's map turtle *Graptemys caglei*



\* **Tortuga Mapa Manchada de Amarillo** Yellow-blotched map turtle *Graptemys flavimaculata*



\* **Tortuga Mapa Común** Common map turtle *Graptemys geographica*



\* **Tortuga Mapa de Perillas Negras** Black-knobbed map turtle *Graptemys nigrinoda nigrinoda*; *Graptemys nigrinoda delticola*



<http://pick4.pick.uga.edu/mp/20q?search=Graptemys+nigrinoda&guide=Turtles>

\* **Tortuga Mapa Anillada** Ringed map turtle *Graptemys oculifera*



[http://www.austinsturtlepage.com/world\\_of\\_turtles/Ringed\\_Map\\_Turtles\\_-\\_Graptemys\\_oculifera/image3.html](http://www.austinsturtlepage.com/world_of_turtles/Ringed_Map_Turtles_-_Graptemys_oculifera/image3.html)

\* **Tortuga Mapa de Ouachita** Ouachita map turtle *Graptemys ouachitensis ouachitensis*; *Graptemys ouachitensis sabinensis*



[http://www.inseparabile.com/graptemys\\_ouachitensis.htm](http://www.inseparabile.com/graptemys_ouachitensis.htm)

\* **Tortuga Falsa Mapa** False map turtle *Graptemys pseudogeographica*  
*pseudogeographica*; *Graptemys pseudogeographica kohnii*



<http://www.graptemys.com/gpseudogeographicapseudogeographica.htm>

\* **Tortuga Mapa de Alabama** Alabama map turtle *Graptemys pulchra*



<http://www.graptemys.com/gpulchra.htm>

\* **Tortuga Mapa de Texas** Texas map turtle *Graptemys versa*



<http://www.gherp.com/gallery/turtles.htm>

\* **Terrapene Diamante** Diamondback terrapin *Malaclemys terrapin terrapin*;  
*Malaclemys terrapin centrata*; *Malaclemys terrapin littoralis*, *Malaclemys terrapin*  
*macrospilota*; *Malaclemys terrapin pileata*; *Malaclemys terrapin rhizophorarum*;  
*Malaclemys terrapin Tequesta*



<http://terrapindiary.org/factsheet.htm>  
<http://www.cortland.edu/herp/keys/turtlekey.htm>

\* **Tortuga de Vientro Rojo de Alabama** Alabama red-bellied turtle *Pseudemys alabamensis*



<http://www.chelonia.org/pseudemysgallery.htm>  
<http://pick4.pick.uga.edu/mp/20q?search=Pseudemys+alabamensis&guide=Turtles>

\* **Tortuga del Río Cooter** River Cooter *Pseudemys concinna concinna*; *Pseudemys concinna gorzugi*; *Pseudemys concinna hieroglyphica*; *Pseudemys concinna metteri*; *Pseudemys concinna suwanniensis*; *Pseudemys concinna texana*



\* **Terrapene de Florida** Coastal plain turtle *Pseudemys floridana floridana*; *Pseudemys floridana peninsularis*



<http://www.uga.edu/srelherp/jd/jdweb/Herps/species/usturtles/Psefloflo.htm>

\* **Tortuga de la Florida de Panza Roja** Florida red-bellied turtle *Pseudemys nelsoni*



<http://www.enature.com/fieldguides/detail.asp?recnum=AR0143>

[http://www.austinsturtlepage.com/world\\_of\\_turtles/Florida\\_Red-belly\\_Turtles\\_-\\_Pseudemys\\_nelsoni/image3.html](http://www.austinsturtlepage.com/world_of_turtles/Florida_Red-belly_Turtles_-_Pseudemys_nelsoni/image3.html)

\* **Tortuga Americana de vientre rojo** Red-bellied turtle *Pseudemys rubriventris*



[http://www.stockphotowarehouse.com/stockphoto\\_webready/animals/pages/Redbellied%20turtle%20\(Pseudemys%20rubriventris\)0001.jpg.htm](http://www.stockphotowarehouse.com/stockphoto_webready/animals/pages/Redbellied%20turtle%20(Pseudemys%20rubriventris)0001.jpg.htm)

\* **Tortuga Carolina u oriental** Eastern box turtle *Terrapene carolina carolina*; *Terrapene carolina bauri*; *Terrapene carolina major*; *Terrapene carolina mexicana*; *Terrapene carolina triunguis*; *Terrapene carolina yucatana*



[http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james\\_harding/terrapene.jpg/view.html](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james_harding/terrapene.jpg/view.html)

<http://www.eitangrunwald.com/NJ/NJp1.htm>

\* **Tortuga Cuatrociénegas, Tortuga Caja de Coahuila** Coahuilan box turtle *Terrapene Coahuila*



[http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james\\_harding/index\\_0165.html](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james_harding/index_0165.html)

<http://desertfishes.org/cuatroc/organisms/herps.html>

\* **Tortuga Manchas, Tortuga de Nelson** Spotted box turtle Nelson's box turtle *Terrapene nelsoni nelsoni*; *Terrapene nelsoni klauberi*

**Comentario [KMCG1]:** FALTA ILUSTRAR

\* **Tortuga de Adornos, Tortuga Caja Adornada** Ornate box turtle *Terrapene ornata ornata*; *Terrapene ornata luteola*



<http://museum.utep.edu/chih/theland/animals/reptiles/teor.htm>

\* **Tortuga Dominicana** Hispanolan slider *Trachemys decussata decussata*; *Trachemys decussata angusta*; *Trachemys decussata granti*; *Trachemys decussata plana*



[http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james\\_harding/Trachemys\\_decussata.jpg/view.html](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james_harding/Trachemys_decussata.jpg/view.html)

\* **Tortuga de Orbigny** Black-bellied slider *Trachemys dorbignyi*



**Tortuga de Estanque, Tortuga de Panza Amarilla;**

\***Tortuga Japonesa, de la florida, de orejas rojas, jicotera, etc.** Common slider, *Trachemys scripta elegans*; *Trachemys scripta scripta*; *Trachemys scripta brasiliensis*; *Trachemys scripta callirostris*; *Trachemys scripta cataspila*; *Trachemys scripta chichiriviche*; *Trachemys scripta gaigeae*; *Trachemys scripta grayi*; *Trachemys scripta hiltoni*; *Trachemys scripta nebulosa*; *Trachemys scripta ornate*; *Trachemys scripta taylori*; *Trachemys scripta toastii*; *Trachemys scripta venusta*; *Trachemys scripta yaquia*

- Especie *Trachemys scripta elegans*. Verde con dibujos amarillos que varían entre las 16 subespecies. Tiene una franja de color rojo vivo en el cuello
- Estatus: Común.
- Longitud: 20-28 cm.
- Dieta: peces, insectos, vegetación.
- Actividad: diurna.

- Distribución: América del norte, centro y del sur (introducida en todo el mundo). En aguas dulces.
- Reproducción: pone de 6-11 huevos.
- Especies similares: tortugas acuáticas del genero *Pseudemys* (O'shea y Halliday, 2001).



\* **Tortuga de las Antillas Centrales** Puerto Rican slider *Trachemys stejnegeri* *stejnegeri*; *Trachemys stejnegeri malonei*; *Trachemys stejnegeri vicina*



<http://www.kingsnake.com/westindian/metazoa14.html>

\* **Tortuga Jamaiquina** Jamaican slider *Trachemys terrapen terrapen*; *Trachemys terrapen felis*



[http://www.tortugamania.cl/clasificacion\\_trachemys.php](http://www.tortugamania.cl/clasificacion_trachemys.php)

- Subfamilia Batagurinae: Batagurinos

\* **Galápago Vietnamita** Annam leaf turtle *Annamemys annamensis*



<http://www.clemmys.de/frames/annamemys/annamemys.html>

\* **Terrapene de Río, Batagur** *Batagur baska*



[http://www.asianturtleetwork.org/field\\_guide/Batagur\\_baska.htm](http://www.asianturtleetwork.org/field_guide/Batagur_baska.htm)

\* **Galápago Pintado de Borneo Biuku Painted terrapin** *Callagur borneoensis*



[http://www.asianturtleetwork.org/field\\_guide/Callagur\\_borneoensis.htm](http://www.asianturtleetwork.org/field_guide/Callagur_borneoensis.htm)

\* **Tortuga de Cuello Rojo** Chinese red-necked pond turtle *Chinemys kwangtungensis*



<http://ip30.eti.uva.nl/bis/turtles.php?menuentry=soorten&id=249>

\* **Chinese broad-headed pond turtle** *Chinemys megalcephala*

**Comentario [KMG2]:** NOMBRE ESPAÑOL



\* **Tortuga de Reeve's** Reeve's turtle *Chinemys reevesi*



[http://www.reptiles.co.kr/rt\\_la.htm](http://www.reptiles.co.kr/rt_la.htm)  
<http://www.herp-pix.org/chelonia/batagurinae.htm>

\* **Tortuga Caja de Malasia** Amboina box turtle *Cuora amboinensis*



\***Tortuga de Caja de Margenes Amarillas** Snake-eating turtle Malayan box turtle *Cuora flavomarginata*



<http://www.anolis.de/beratung/tiere/amboina/amboina.htm>

\* **Tortuga Caja de Indochina** Indochinese box turtle *Cuora galbinifrons*



<http://nytts.org/vietnam/news/TCEPNL7.htm>

\* **Tortuga Caja de Tres Bandas** Three-banded box turtle *Cuora trifasciata*



<http://www.iucnredlist.org/info/gallery2000>

\* **Tortuga Caja de Yunnan** Yunnan box turtle *Cuora yunnanensis*



<http://biodiv.coi.gov.cn/sw/2lei/33.htm>

\* **Tortuga Hoja, Tortuga Dentada** Leaf turtle *Cycllemys dentate*



<http://www.regnskoven.dk/dyrplanter/dyreleksikon/vis/dyr/bladskildpadde/>

\* **Tortuga de Caja Carenada** Jagged-shell turtle *Cycllemys mouhotii*



[http://www.asianturtle.org/html/species\\_Pyxidea\\_mouhotii.html](http://www.asianturtle.org/html/species_Pyxidea_mouhotii.html)

\* **Tortuga de Estanque Moteada** Black pond turtle *Geoclemys hamiltonii*



<http://www.turtlewelt.de/bilder/geha01.htm>

<http://perso.wanadoo.fr/ouest.info.tortues/DENIS/TORTUES/Galerie/tgPAGEShtm/geoclemys.htm>

\***Tortuga de Pecho Negro China** Black-breasted leaf turtle; *Geoemyda spengleri*  
*spengleri*; *Geoemyda spengleri japonica*



<http://www.herp-pix.org/chelonia/batagurinae.htm>

\* **Tortuga de Diadema** Brahminy river turtle *Hardella thurjii*



<http://www.fototime.com/75BE5BFB532FC2C/standard.jpg>

\* **Tortuga del Bosque Arkan** Arakan forest turtle *Heosemys depressa*



\* **Tortuga de Estanque Asiática Gigante** Giant Asian pond turtle *Heosemys grandis*



\* **Tortuga de Estanque Filipina** Leyte pond turtle *Heosemys leytensis*



<http://teraristika.cz/cz/art/p21.php>

\* Cochin forest cane turtle *Heosemys silvatica*



<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=14&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* Tortuga Espinosa Spiny turtle *Heosemys spinosa*



<http://guil.sg.free.fr/galerie-tortues.htm>

\* Yellow-headed temple turtle *Hieremys annandalii*



[http://www.zoothailand.org/animals/reptiles\\_th.asp?id=27](http://www.zoothailand.org/animals/reptiles_th.asp?id=27)

\* Tortuga de Tejado de tres bandas Three-stripped roofed turtle *Kachuga dhongoka*



<http://www.kamechikara.com/img1098.jpg>  
<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=12&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* **Tortuga de Tejado Roja** Red-crowned roofed turtle *Kachuga kachuga*



[http://itgmv1.fzk.de/www/itg/uetz/herp/photos/Kachuga\\_kachuga\\_female.jpg](http://itgmv1.fzk.de/www/itg/uetz/herp/photos/Kachuga_kachuga_female.jpg)  
<http://www.faculty.missouristate.edu/D/DonMoll/ChelonianPictureFile.htm>

\* **Tortuga de Tejado Parda** Brown- roofed turtle *Kachuga smithii*



\* **Tortuga de Tejado de Assam** Assam roofed turtle *Kachuga sylhetensis*



[http://itgmv1.fzk.de/www/itg/uetz/herp/photos/Kachuga\\_sylhetensis.JPG](http://itgmv1.fzk.de/www/itg/uetz/herp/photos/Kachuga_sylhetensis.JPG)

\* **Tortuga de Tejado India** Indian roofed turtle *Kachuga tecta*



<http://www.city.yokohama.jp/me/kankyou/dousyoku/nogeyama/tenji/sedagame.html>  
<http://www.nisuma.com/petera/Sawback.htm>

\* Indian tent turtle *Kachuga tentoria tentoria*



<http://www.nisuma.com/petera/Sawback.htm>

\*Tortuga de tejado de Birmania Burmese roofed turtle *Kachuga trivittata*



[http://www.asianturtleetwork.org/photo\\_gallery/pages/Burmese\\_roofed\\_turtle\\_Kachuga\\_trivittata.html](http://www.asianturtleetwork.org/photo_gallery/pages/Burmese_roofed_turtle_Kachuga_trivittata.html)  
[http://www.asianturtleetwork.org/field\\_guide/kachuga\\_trivittata.htm](http://www.asianturtleetwork.org/field_guide/kachuga_trivittata.htm)

\* Snail-eating turtle *Malayemys subtrijuga*



<http://www3.tokai.or.jp/yattokame/seitai.html>

\* Galápago Leproso, Tortuga del Caspio Caspian turtle *Mauremys caspica caspica*;  
*Mauremys caspica leprosa*; *Mauremys caspica rivulata*



\* **Tortuga de Estanque Japonesa** Japanese turtle *Mauremys japonica*



[http://www.asianturtle.org/hm/species\\_Mauremys\\_japonica.html](http://www.asianturtle.org/hm/species_Mauremys_japonica.html)  
[http://users.wired.net.au/susan/japan\\_list\\_2004.htm](http://users.wired.net.au/susan/japan_list_2004.htm)

\* **Tortuga de Estanque Asiática Amarilla** Asian yellow pond turtle *Mauremys nigricans*



\* **Tortuga de Tres Carenas** Tricarinate hill turtle *Melanochelys tricarinata*



\* **Tortuga Tricarenada de la India** Indian black turtle *Melanochelys trijuga trijuga*; *Melanochelys trijuga coronata*; *Melanochelys trijuga edeniana*; *Melanochelys trijuga indopeninsularis*; *Melanochelys trijuga parkeri*; *Melanochelys trijuga thermalis*



\* **Tortuga Ocelada de Birmania** Burmese eyed turtle *Morenia ocellata*



<http://www.nisuma.com/petera/burmeseeved.htm>  
<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=13&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* **Tortuga Ocelada de la India** Indian eyed turtle *Morenia petersi*



<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=13&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* **Tortuga de Concha Plana de Malasia** Malayan flat-shelled turtle *Notochelys platynota*



[http://www.arbec.com.my/crocodilesturtles/bataguridae/bataguridae\\_5.php](http://www.arbec.com.my/crocodilesturtles/bataguridae/bataguridae_5.php)  
[http://www.empireoftheturtle.com/notochelys\\_platynota.htm](http://www.empireoftheturtle.com/notochelys_platynota.htm)

\* **Tortuga de Cuello de Bandas** Chinese striped-necked turtle *Ocadia sinensis*



[http://www.inseparabile.com/ocadia\\_sinensis.htm](http://www.inseparabile.com/ocadia_sinensis.htm)  
<http://www.turtlepuddle.org/exotics/ocadia.html>

\* **Tortuga Gigante de Malasia** Malaysian giant turtle *Orlitia borneensis*



<http://www.quantum-conservation.org/ESB/MALAYSIAN%20GIANT%20TURTLE.html>

\* **Terrapene Café** Brown wood turtle *Rhinoclemmys annulata*



<http://pick5.pick.uga.edu/mp/20q?search=Rhinoclemmys+annulata>

\* **Mojina, Terrapene Arrugado,** Furrowed wood turtle *Rhinoclemmys areolata*



\* **Terrapene de Maracaibo** Maracaibo wood turtle *Rhinoclemmys diademata*



\* **Terrapene Negro** Black wood turtle *Rhinoclemmys funereal*



\* **Terrapene Colombiano** Colombian wood turtle *Rhinoclemmys melanosterna*



<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=16&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* **Terrapene Narizado** Large-nosed wood turtle *Rhinoclemmys nasuta*



<http://www.repti.net/repti2/index.php?MODULE=Images&PAGE=5&ID=38155&SHOWNUMBER=0>  
<http://ip30.eti.uva.nl/BIS/turtles.php?set=16&menuentry=zoeken&selected=foto>

\* **Tortuga Pinta** **Terrapene Rayado** Painted wood turtle *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima*; *Rhinoclemmys pulcherrima incise*; *Rhinoclemmys pulcherrima manni*; *Rhinoclemmys pulcherrima rogerbarbouri*



<http://usuarios.lycos.es/infotortuga/images/recamara006.jpg>

\* **Terrapene de Patas Moteadas** Spotted-legged turtle *Rhinoclemmys punctularia*

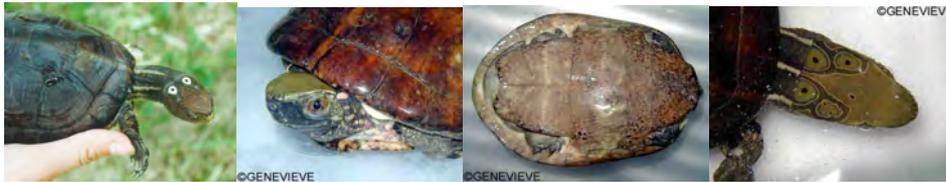


\* **Tortuga Payaso Mexicano, Terrapene Moteado Mexicano** Mexican spotted wood turtle; *Rhinoclemmys rubida rubida*; *Rhinoclemmys rubida perixantha*



\* **Eyed turtle** *Sacalia bealei*

**Comentario [KMG3]:** NOMBRE ESPAÑOL



<http://www.zelvy.cz/news2.html>

\* **Tortuga Negra de Marismas** Siamese temple turtle **Black marsh turtle** *Siebenrockiella crassicollis* (Alderton, 2002).



H. Zwartepoorte

[http://www.arbec.com.my/crocodilesturtles/bataguridae/bataguridae\\_7.php](http://www.arbec.com.my/crocodilesturtles/bataguridae/bataguridae_7.php)  
[http://www.studbooks.org/news.php?news\\_id=26&show=](http://www.studbooks.org/news.php?news_id=26&show=)

7. - Familia Kinosteridae: Tortugas de Pantano y Tortugas Apestosas o Alminzcladas



Mapa 7 Distribución de la Familia Kinosteridae  
(Alderton, 2002).

- \* **Taiman, Joloca, Chopontil, Talmamé, Morrocoy de Pecho estrecho**  
Narrow-bridged musk turtle *Claudius angustatus*



<http://www3.tokai.or.jp/sattokame/seitai.html>

- \* **Tortuga de Pantano de Tabasco, Chechahua de Monte, Tabasco mud turtle**  
*Kinosternon acutum*



- \* **Casquito de lo Alamos, Tortuga de Pantano de los Alamos Alamos mud turtle**  
*Kinosternon alamosae*



\* **Tortuga de Pantano de America Central** Central American mud turtle  
*Kinosternon angustipons*



\* **Morrocoy Rayado** Striped mud turtle *Kinosternon baurii*



<http://www.turtles.unsre-bu.de/pics/bauri3.jpg>

\* **Casquito de Creaser, Tortuga de Pantano de Creaser** Creaser's mud turtle  
*Kinosternon creaseri*



\* **Tortuga de Pantano Colombiana, Cabeza de Trozo** Colombian mud turtle  
*Kinosternon dunni*

\* **Casquito Amarillo, Tortuga de Pantano Amarilla** Yellow mud turtle *Kinosternon flavescens flavescens*; *Kinosternon flavescens arizonense*; *Kinosternon flavescens durangoense*; *Kinosternon flavescens spooneri*



<http://coloherp.org/geo/species/spekifl.php>

[http://www.austinsturtlepage.com/world\\_of\\_turtles/Yellow\\_Mud\\_Turtles\\_-\\_Kinosternon\\_flavescens\\_flavescens/image2.html](http://www.austinsturtlepage.com/world_of_turtles/Yellow_Mud_Turtles_-_Kinosternon_flavescens_flavescens/image2.html)

\* **Casquito de Herrera, Tortuga de Pantano Herrera** Herrera's mud turtle *Kinosternon herrerai*



[http://www.sagan-gea.org/hojared\\_biodiversidad/paginas/hoja2g.html](http://www.sagan-gea.org/hojared_biodiversidad/paginas/hoja2g.html)

\* **Casquito de Anahuac, Tortuga de Pantano de Patas Gruesas**, Mexican rough-footed mud turtle *Kinosternon hirtipes hirtipes*; *Kinosternon hirtipes chapalaense*; *Kinosternon hirtipes magdalense*; *Kinosternon hirtipes megacephalum*; *Kinosternon hirtipes murrayi*; *Kinosternon hirtipes tarascense*



<http://museum.utep.edu/chih/theland/animals/reptiles/kihi.htm>

\* **Tortuga de Pantano Mexicana** Mexican mud turtle *Kinosternon integrum*



<http://dinets.travel.ru/turtles2.htm>  
<http://www.mexico-herps.com/testudines/kinosternon/kinosternon-integrum>

\* **Pochitoque, Chachagua, Morrocoy Pequeño** White-lipped mud turtle *Kinosternon leucostomum leucostomum*; *Kinosternon leucostomum postinguinale*



<http://www.crea-panama.org/photopage/pages/Kinosternon%20leucostomum1.html>  
<http://www.ohiou.edu/~wildlife/photos04.html>

\* **Tortuga de Pantano de Oaxaca** Oaxacan mud turtle *Kinosternon oaxacae*



<http://dinets.travel.ru/kinostemon22.jpg>

\* **Casquito Escorpión, Morrocoy de Agua,** Scorpion mud turtle,  
Amazon Mud Turtle; *Kinosternon scorpioides scorpioides*; *Kinosternon scorpioides abaxillare*; *Kinosternon scorpioides albogulare*; *Kinosternon scorpioides carajasensis*; *Kinosternon scorpioides cruentatum*; *Kinosternon scorpioides seriei*



<http://www.infotortuga.com/images/kinosternonscorpioidesscorpioides6.jpg>

\* **Tortuga de Pantano de Sonora** Sonoran mud turtle *Kinosternon sonoriense*



\* **Tortuga de Cieno, Morrocoy Común** Common mud turtle *Kinosternon subrubrum subrubrum*; *Kinosternon subrubrum hippocrepis*; *Kinosternon subrubrum steindachneri*



- **Tortuga Crucilla, Morrocoy Gigante de Chiapas** Chiapas giant musk turtle *Staurotypus salvinii*



<http://markmlucas.com/Turtle%20Central%20&%20North%20Am%20gallery.htm>

- \* **Guao, Huau, Morrocoy Gigante Mexicano, Mexican giant musk turtle** *Staurotypus triporcatus*



<http://www.uta.edu/biology/campbell/herpetology/Turtles.html>

- \* **Tortuga Almizclada Aquillada, Tortuga Apestosa de Dorso de Quilla, Morrocoy Carapacho de Quilla** Razor-backed musk turtle *Sternotherus carinatus*



<http://markmlucas.com/Turtle%20Central%20&%20North%20Am%20gallery.htm>

- \* **Tortuga Almizclada Menor, Morrocoy Cabezón** Loggerhead musk turtle *Sternotherus minor minor*; *Sternotherus minor depressus*; *Sternotherus minor peltifer*



\* **Tortuga Apestosa** Stinkpot turtle *Sternotherus odoratus* (Alderton, 2002).



8. - Familia Platysternidae: Tortugas de Cabeza Grande



Mapa 8 Distribución de la Familia Platysternidae (Alderton, 2002).

\* **Tortuga Cabezona** Big-headed turtle *Platysternon megacephalum megacephalum*; *Platysternon megacephalum péguense*; *Platysternon megacephalum tristornalis*; *Platysternon megacephalum vogeli* (Alderton, 2002).



[http://www.asianturtlenetwork.org/field\\_guide/Platysternon\\_megacephalum.htm](http://www.asianturtlenetwork.org/field_guide/Platysternon_megacephalum.htm)

9. - Familia Testudinae: Tortugas Terrestres



Mapa 9 Distribución de la Familia Testudinae  
(Alderton, 2002).

\* **Tortuga de Reja** South African bowsprit tortoise *Chersina angulata*



[http://images.google.com.mx/url?q=http://www.zandvleitrust.org.za/art-ZIMP%2520biotic%2520-%2520reptiles.html&usq=\\_prHoGh7RpnVnrh0H6raR5br2sl=](http://images.google.com.mx/url?q=http://www.zandvleitrust.org.za/art-ZIMP%2520biotic%2520-%2520reptiles.html&usq=_prHoGh7RpnVnrh0H6raR5br2sl=)

\* **Tortuga Estrellada, Tortuga Hindú** Star tortoise *Geochelone (Geochelone) elegans*



[http://home.datacomm.ch/fritz.wuethrich/bilder/geochelone\\_elegans.html](http://home.datacomm.ch/fritz.wuethrich/bilder/geochelone_elegans.html)

\***Tortuga Leopardo** Leopard tortoise *Geochelone (Geochelone) pardalis pardalis;*  
*Geochelone (Geochelone) pardalis babcocki*

- *Geochelone pardalis*. Cuando es joven es llamativa, ya que el amarillo espaldar tiene suturas negras en torno a cada placa y un centro negro en cada una de las 13 grandes placas dorsales. A medida que la concha crece, los centros oscuros se desplazan hacia

fuera. El espaldar es alto y abovedado. Presenta anillos de crecimiento en las placas. Las patas anteriores tiene uñas para excavar y las posteriores tiene forma de porra.

- Estatus: localmente común.
- Longitud: 45-72 cm.
- Peso: Algunas pueden alcanzar 20-40 Kg.
- Dieta: Vegetación. Aunque herbívora, roe huesos y come heces de hiena para obtener el calcio necesario para el desarrollo de las cáscaras de sus huevos.
- Actividad: diurna.
- Distribución: Este y Sur de África. En sabanas más o menos arboladas.
- Reproducción: pone de 5 -30 huevos.
- Especie similares: *Psammobates tentorius* (O'shea y Halliday, 2001).



[http://home.datacomm.ch/fritz.wuethrich/bilder/geochelone\\_pardalis.html](http://home.datacomm.ch/fritz.wuethrich/bilder/geochelone_pardalis.html)

\*Tortuga de Birmania Burmese star tortoise *Geochelone (Geochelone) platynota*



\*Tortuga de Espolones Africana African spurred tortoise *Geochelone (Geochelone) sulcata*



\*Tortuga Gigante de Aldabra Aldabran giant tortoise  
*Geochelone (Aldabrachelys) gigantea*

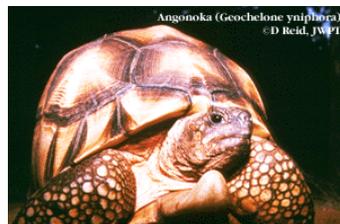


\* **Tortuga Radiada** Radiated tortoise *Geochelone (Asterochelys) radiata*



<http://tortoises.div.myrice.com/web/fushelugui.htm>

\* **Tortuga de Madagascar, Angonoka** Madagascan tortoise *Geochelone (Asterochelys) yniphora*



\* **Tortuga carbonera** Red-footed tortoise *Geochelone (Chelonoidis) carbonaria*



<http://infotortuga.com/images/chelonoidiscarbonaria9.jpg>

\* **Tortuga de Chile** Chilean tortoise *Geochelone (Chelonoidis) chilensis*



<http://www.infotortuga.com/chelonoidischilensis.htm>

\* **Tortuga de Patas Amarillas** Yellow footed tortoise *Geochelone (Chelonoidis) denticulata*



<http://tortues.skynetblogs.be/>

<http://reptile.new21.org/tortoise/tortoisesindex/t-indexi.htm>

\* **Tortuga Gigante de Cerro Azul** Cerro Azul giant tortoise *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus elephantopus*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus abingdoni*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus becki*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus chathamensis*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus darwini*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus guntheri*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus hoodensis*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus ephippiu*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus microphyes*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus phantastica*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopus porter*; *Geochelone (Chelonoidis) elephantopusvandenburghi*;



<http://www.greglasley.net/galapagostortoise.html>

\* **Tortuga de Cabeza Amarilla** Elongated tortoise *Geochelone (Indotestudo) elongata*



<http://forum.lacerta.nl/viewtopic.php?t=395&sid=6f4b0205cf8c3eb964eeef02d94ef56f>

\* **Tortuga de Travancore** Travancore tortoise *Geochelone (Indotestudo) travancorica*



<http://www.pxtx.com/sis/piclist.asp?classid=459>

\* **Tortuga Castaña** Burmese Brown tortoise *Geochelone (Manouria) emys emys*; *Geochelone (Manouria) emys phayeri*



\* **Impressed tortoise** *Geochelone (Manouria) impressa*



\* **Tortuga del Desierto de California** California desert tortoise *Gopherus agassizii*



\* **Tortuga Gófer de Texas** Texas gopher tortoise *Gopherus berlandieri*



\* **Tortuga Gófer Mexicana** Mexican gopher tortoise *Gopherus flavomarginatus*



<http://tortoises.div.myrice.com/web/moxigedishugui.htm>

\* **Tortuga Gófer de Florida** Florida gopher tortoise *Gopherus polyphemus*



\* **Tortuga de Caparazón Areolado** Parrot-beaked tortoise *Homopus areolatus*



<http://www.cites.org/gallery/species/reptile/parrot-beaked-tortoise.html>

\* **Donner-weer tortoise** *Homopus boulengeri*



<http://insectsland.tripod.com/id1.html>

\* **Karoo tortoise** *Homopus femoralis*



<http://insectsland.tripod.com/id1.html>  
<http://www.zooinstitutes.com/Zoology/family.asp?name=Testudinidae>

\* Speckled Cape tortoise *Homopus signatus*



\* Tortuga Articulada de Bell Bell's hingedback tortoise *Kinixys belliana belliana*



\* Eroded hingedback tortoise *Kinixys erosa*



[http://www.acquariofiliaitalia.it/tartarughe/08alimentazione\\_giusta.html](http://www.acquariofiliaitalia.it/tartarughe/08alimentazione_giusta.html)

\* Home's hingedback tortoise *Kinixys homeana*



<http://reptile.new21.org/tortoise/tortoisesindex/t-indexi.htm>

\* Tortuga Pastel Africana Pancake tortoise *Malacochersus tornieri*



\* Geometric tortoise *Psammobates geometricus*



<http://www.nisuma.com/petera/geometric.htm>

\* Serrated tortoise *Psammobates oculiferus*



<http://www.cites.org/gallery/species/reptile/serrated-star-tortoise.html>

\* Tent tortoise *Psammobates tentorius tentorius*; *Psammobates tentorius trimeni*; *Psammobates tentorius verroxi*



\* Tortuga Araña Malgache Madagascan Malagasy spider tortoise *Pyxis arachnoides*



<http://www.from-sweet-maili.de/5.html>

\* Madagascan flat-tailed tortoise *Pyxis planicauda*



<http://www.from-sweet-maili.de/5.html>

\* **Tortuga Griega, Tortuga Común Europea** Mediterranean spur-thighed tortoise; *Testudo (Testudo) graeca graeca Testudo (Testudo) graeca terrestris Testudo (Testudo) graeca zarudnyi*



\* **Tortuga de Hermann** Hermann's tortoise *Testudo (Testudo) hermanni hermanni; Testudo (Testudo) hermanni robertmertensi*



\* **Tortuga de Asia Central** Horsfield's tortoise *Testudo (Testudo) horsfieldii*



<http://www.asanda.org/index.php?module=contentexpress&func=display&ceid=116>  
<http://www.biologie.de/biowiki/Carapax>

\* **Tortuga Marginada** Margined tortoise *Testudo (Testudo)marginata*



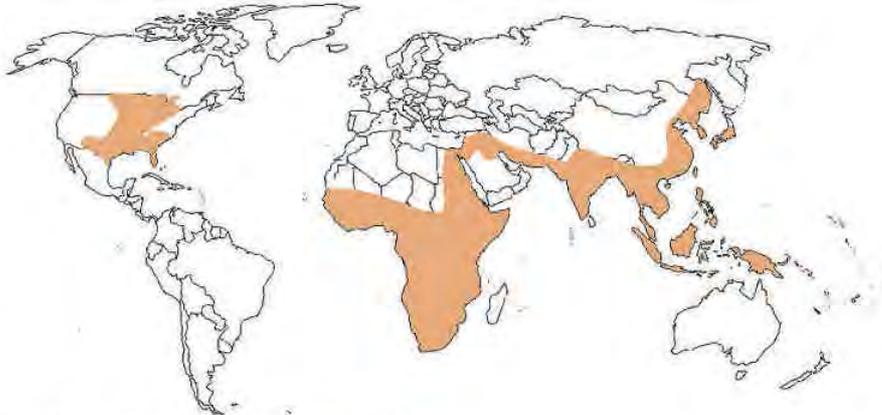
<http://www.maniacreptiles.com/old-stook.htm>  
<http://www.infotortuga.com/expoterraria.htm>

\* **Tortuga Egipcia** Egyptian tortoise *Testudo (Pseudotestudo) kleinmanni* (Alderton, 2002).



<http://biphome.spray.se/ulfed/kleinmanni.html>  
[http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james\\_harding/Testudo\\_kleinmanni.jpg/view.html](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/resources/james_harding/Testudo_kleinmanni.jpg/view.html)

#### 10.- Familia Trionychidae: Tortugas de Caparazón Blando



Mapa 10 Distribución de la Familia Trionychidae  
(Alderton, 2002).

-Subfamilia Cyclanorbinæ

\* **Tortuga de Concha Blanda de Nubia** Nubian soft-shelled turtle  
*Cyclanorbis elegans*



\* **Tortuga de Concha Blanda de Senegal**, Senegal soft-shelled turtle *Cyclanorbis senegalensis*



<http://markmlucas.com/Turtle%20African%20gallery.htm>  
[http://www.empireoftheturtle.com/cyclanorbis\\_senegalensis.htm](http://www.empireoftheturtle.com/cyclanorbis_senegalensis.htm)

\* **Tortuga de Concha Blanda de Aubry** Aubry's soft-shelled turtle *Cycloderma aubryi*



\* **Tortuga de Concha Blanda de Zambeze** Zambezi soft-shelled turtle *Cycloderma frenatum*



\***Tortuga de Concha Moteada** Indian flap-shelled turtle *Lissemys punctata punctata*;  
*Lissemys punctata andersoni*



<http://tortoises.diy.myrice.com/web/nanyinduxiangbie.htm>

\* **Tortuga de Caparazón Blando de Birmania** Burmese flap-shelled turtle; *Lissemys scutata*



-Subfamilia Trionychinae

\* **Tortuga de Concha Blanda y Cabeza Estrecha** Narrow-headed soft-shelled turtle *Chitra indica*



<http://members.aol.com/mullanelucas/>

\* **Tortuga Gigante Asiática de Concha Blanda** Asian giant soft-shelled turtle *Pelochelys bibroni*



\* **Tortuga Asiática de Concha Blanda** Black-rayed soft-shelled turtle *Trionyx cartilagineus*



[http://www.reptiles.co.kr/rt\\_aa.htm](http://www.reptiles.co.kr/rt_aa.htm)  
[http://www.asianturtle.org/html/species\\_Amyda\\_cartilaginea.html](http://www.asianturtle.org/html/species_Amyda_cartilaginea.html)  
[http://www.chelonia.org/amyda\\_gallery.htm](http://www.chelonia.org/amyda_gallery.htm)

\* **Tortuga de Concha Blanda del Eufrates** Euphrates soft-shelled turtle *Trionyx euphraticus*



\* **Tortuga de Concha Blanda de Florida** Florida soft-shelled turtle *Trionyx ferox*



<http://www.repti.net/repti2/index.php?MODULE=Images&PAGE=5&ID=28783&Reptilephotos=59&SHOWNUMBER=0>  
[http://www.t-block.de/include/inc\\_module/webgalerie/Florida/slides/IMG\\_9620.html](http://www.t-block.de/include/inc_module/webgalerie/Florida/slides/IMG_9620.html)

\* **Tortuga de Concha Blanda de Birmania, Tortuga de Caparazón Blando Pavo Real de Birmania** Burmese soft-shelled turtle, Burmese Peacock Soft-shelled Turtle  
*Trionyx formosus*, *Nilssonina Formosa*



- \* **Tortuga de Caparazòn Blando del Ganges** Ganges soft-shelled turtle  
*Trionyx gangeticus, Aspideretes gangeticus*



- \* **Galápago de Caparazòn Blando Ocelado, Galápago de Caparazòn Blando Pavo**  
Real Peacock soft-shelled turtle *Trionyx hurum*



- \* **Tortuga de Caparazòn Blando de Leith** Nagpur soft-shelled turtle *Trionyx leithii*

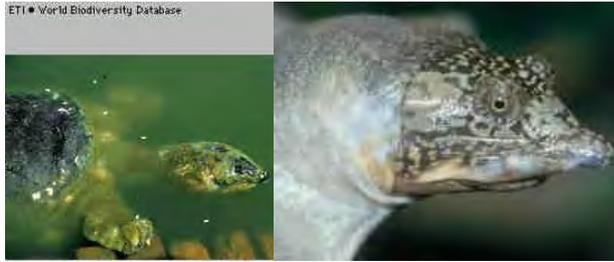


- \* **Tortuga de Caparazòn Blando Liso** Smooth soft-shelled turtle *Trionyx muticus muticus; Trionyx muticus calvatus*



[http://www.floranimal.ru/gallery\\_his.php?flid=4455](http://www.floranimal.ru/gallery_his.php?flid=4455)

\* **Tortuga de Concha Blanda de Concha Negra** Black soft-shelled turtle *Trionyx nigricans*



<http://www.turtlesurvival.org/2006seedgrantrecipients.htm>

\* **Tortuga de Concha Blanda de China** Chinese soft-shelled turtle *Trionyx sinensis sinensis*



<http://www.gc.maricopa.edu/biology/turtle.gif>  
<http://tortoises.diy.myrice.com/web/zhonghuabie.htm>

\* **Tortuga de Caparaz3n Blando Espinoza** Eastern spiny soft-shelled turtle *Trionyx spiniferus spiniferus*, *Apalone spinifera*



[http://herpnet.net/Minnesota-Herpetology/turtles/spinysoftshell\\_turtle.html](http://herpnet.net/Minnesota-Herpetology/turtles/spinysoftshell_turtle.html)  
[http://ndis.nrel.colostate.edu/herpatlas/coherpatlas/cdow\\_herpetofaunal\\_atlas\\_species\\_turtle\\_trionyxspiniferusa.htm](http://ndis.nrel.colostate.edu/herpatlas/coherpatlas/cdow_herpetofaunal_atlas_species_turtle_trionyxspiniferusa.htm)

\* Gulf Coast soft-shelled turtle *Trionyx spiniferus asper*; *Trionyx spiniferus emoryi*; *Trionyx spiniferus guadalupensis*; *Trionyx spiniferus hartwegi*; *Trionyx spiniferus pallidus*



<http://www.desertfishes.org/cuatroc/organisms/herps.html>

- \* **Tortuga de Caparazón Blando Carunculada** Wattle-necked soft-shelled turtle  
*Trionyx steindachneri*, *Palea steindachneri*



- \* **Tortuga de Caparazón Blando de Shangai**, Shangai soft-shelled turtle, Swinhoe's soft-shelled turtle, *Trionyx swinhoei*, *Rafetus swinhoei*



- \* **Tortuga de Caparazón Blanda de Malásia** Malayan soft-shelled turtle *Trionyx subplanus* *Dogania subplana*



- \* **Tortuga de Concha Blanda Africana o del Nilo** Nile soft-shelled turtle *Trionyx triunguis* (Alderton, 2002).



[www.boas-pythons.pl/reptile/TURTLES/nilo2b.jpg](http://www.boas-pythons.pl/reptile/TURTLES/nilo2b.jpg)

**Suborden Pleurodia**  
Retraen la cabeza lateral al cuerpo

A las Tortugas Pleurodiras también se les refiere por **tortugas de cuello de serpiente** (Alderton, 2002;<http://www.damisela.com/zoo/rep/tortugas/index.htm>). Las tortugas que pertenecen a este suborden, los pleurodiras, tienen membrana interdigital. Se encuentran adaptadas a una vida acuática. Las encontramos en los ríos y lagos de agua dulce de América del Sur, África y Australia. Son clasificadas en dos familias (Alderton, 2002;<http://www.damisela.com/zoo/rep/tortugas/index.htm>).

1. - Familia Chelidae: Tortugas Austro-Americanas



Mapa 11 Distribución de Familia Chelidae  
(Alderton, 2002).

\* **Tortuga Gigante de Cuello de Serpient** Giant snake-necked turtle, Broad-Shelled Turtle, *Chelodina expansa*, *Macrochelodina expansa*



[http://www.geocities.com/herp\\_society\\_qld\\_inc/photos/phototurtles.html](http://www.geocities.com/herp_society_qld_inc/photos/phototurtles.html)  
[http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina\\_pics.htm](http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina_pics.htm)

\*Tortuga de Cuello de Serpiente Común Common snake-necked turtle *Chelodina longicollis*



© Oliver Roempp, 2004  
<http://www.cmis.csiro.au/healthycountry/CCScience/TB/chelidae/Chelodina-longicollis-photo.html>  
[http://www.sydneyolympicpark.com.au/education\\_and\\_learning/environment/biodiversity/reptiles](http://www.sydneyolympicpark.com.au/education_and_learning/environment/biodiversity/reptiles)

\* New Guinea snake-necked turtle *Chelodina novaeguineae*

Comentario [KMCG4]: NOMBRE ESPAÑOL



<http://www.hoglezoo.org/animals/view.php?id=203>  
<http://www.chelodina.com/0.htm>

\* Narrow-breasted snake-necked turtle *Chelodina oblonga*



<http://www.chelodina.com/0.htm>

\* Parker's snake-necked turtle *Chelodina parkeri*, *Macrochelodina parkeri*



<http://tortoises.diy.myrice.com/web/wenmianchangjinggui.htm>  
<http://interone.jp/~endless/TurtleK.html>

\* North Australian snake-necked turtle *Chelodina rugosa*



<http://www.kralici.cz/zelvy/alba.asp?a=4&page=2>  
[http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina\\_pics.htm](http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina_pics.htm)

\* Tortuga de cuello de serpiente de Siebenrock, Siebenrock's snake-necked turtle  
*Chelodina siebenrocki*



<http://www.hippocampus-bildarchiv.de/db/de/195/2/195/7860/Chelodinasiebenrocki.htm>  
<http://interone.jp/~endless/TurtleK.html>

\* Dinner-plate turtle *Chelodina steindachneri*



<http://www.chelodina.com/4.htm>  
[http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina\\_steindachneri\\_1.htm](http://www.carettochelys.com/chelodina/chelodina_steindachneri_1.htm)

\* **Mata Mata**, Mata mata *Chelus fimbriatus*



[http://www.sweb.cz/turtles.of.the.world/zelvy\\_sveta\\_abc.htm](http://www.sweb.cz/turtles.of.the.world/zelvy_sveta_abc.htm)  
[http://www.dinosoria.com/forum\\_mega/phpBB2/viewtopic.php?t=1360](http://www.dinosoria.com/forum_mega/phpBB2/viewtopic.php?t=1360)  
<http://www.komododragon.biz/ChelidaeFamilyOfTurtles>

\* North Australian snapping turtle *Elseya dentate*



\* Saw-shelled snapping turtle *Elseya latisternum*



<http://www.kingsnake.com/oz/turtles/elatisternum.htm>  
[http://www.geocities.com/herp\\_society\\_qld\\_inc/photos/phototurtles.html](http://www.geocities.com/herp_society_qld_inc/photos/phototurtles.html)

\* New Guinea snapping turtle *Elseya novaeguineae*



\* Australian big-headed side-necked turtle *Emydura australis*



[http://www.jphoto.dk/info\\_reptiles\\_turtles.htm](http://www.jphoto.dk/info_reptiles_turtles.htm)

\* Krefft's river turtle *Emydura krefftii*

ETI • World Biodiversity Database



<http://bio.research.ucsc.edu/people/doaklab/valaustalia/valaustalia-Pages/Image24.html>

\* **Tortuga del Rio Murray** Murray River turtle *Emydura macquarii*



<http://www.kingsnake.com/oz/turtles/emacquarii.htm>  
<http://www.abc.net.au/science/scribblygum/april2003/default.htm>

\* **Brisbane short-necked turtle** *Emydura signata*

ETI • World Biodiversity Database



<http://people.hws.edu/mitchell/cards01/UOWalks.html>  
<http://www.stewartmacdonald.com.au/blog/>

\* **Tortuga de cuello corto** Red-bellied short-necked turtle *Emydura subglobosa*

Dr. James Harding - www.chelonla.org



Dr. James Harding - www.chelonla.org



Kira Carlson - www.chelonla.org

\* **Victoria short-necked turtle** *Emydura victoriae*



\* **Tortuga Brasileña de Cuello Largo** Maximilian's snake-necked turtle *Hydromedusa maximiliani*



<http://www.chelodina.com/3.htm>

\* **Tortuga de Cuello Largo** South American snake-headed turtle *Hydromedusa tectifera*



<http://www.chelodina.com/3.htm>

\* **Tortuga de cuello ladeado**, Geoffroy's side-necked turtle *Phrynops (Phrynops) geoffroanus geoffroanus*; *Phrynops (Phrynops) geoffroanus tuberosus*



<http://commons.wikimedia.org/wiki/Turtles>

\* **Tortuga de cuello ladeado y vientre jaspeado, Tortuga de Laguna**, Hilaire's side-necked turtle, *Phrynops (Phrynops) hilarii*



<http://www.schildkroetenforum.com/topic.104471.html>

\* Hoge's side-necked turtle *Phrynops (Phrynops) hogei*



\* Uwi-oui, Tortuga roja, Red-footed Amazon side-necked turtle *Phrynops (Phrynops) rufipe; Phrynops (Phrynops) williamsi*,



<http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/brturtles.htm>

\* Karumbé, Cágado, William's South American side-necked turtle *Phrynops (Phrynops) williamsi*



\* Tortuga Cabeza de Rana, Tortuga carranchina Dahl's toad-headed turtle *Phrynops (Batrachemys) dahli*



<http://www.floranimal.ru/pages/animal/ch/4456.html>

- \* **Tortuga Cabeza de Rana Común** Common toad-headed turtle *Phrynops (Batrachemys) nasutus nasutus*; *Phrynops (Batrachemys) nasutus wermuthi*



<http://ownersfish.fc2web.com/turtle/turtle.html>

<http://www.hippocampus-bildarchiv.de/db/de/195/2/195/7746/Phrynopsnasutus.htm>

<http://www.eastbayvivarium.com/virtual/virtualturtles.html>

- \* Tuberculate toad-headed turtle *Phrynops (Batrachemys) tuberculatus*



- \* **Zulia toad-headed turtle** *Phrynops (Batrachemys) zuliae*



ETI • World Biodiversity Database

Cris Hagen - [www.chelonia.org](http://www.chelonia.org)  
Courtesy of Bill McCord

- \* **Tortuga sapo o menor** Vanderhaege's toad-headed turtle *Phrynops (Batrachemys) vanderhaegei*



<http://eco.ib.usp.br/labvert/SiteItirapina/quelonio.htm>

\* Gibba turtle *Phrynops (Mesoclemmys) gibbus*



[http://www.empireoftheturtle.com/phrynops\\_gibbus.htm](http://www.empireoftheturtle.com/phrynops_gibbus.htm)

\* Big-Headed Pantanal swamp turtle *Platemys macrocephala*, *Acanthochelys macrocephala*



<http://www.chelodina.com/3.htm>

\* Brazilian radiolated swamp turtle *Platemys radiolata*; *Platemys spixii*; *Platemys platycephala*; *Platemys pallidipectoris*



<http://www.chelodina.com/3.htm>

\* Western swamp turtle *Pseudemydura umbrina*



[http://www.carettochelys.com/pseudemidura/p\\_umbrina\\_intro.htm](http://www.carettochelys.com/pseudemidura/p_umbrina_intro.htm)  
[http://www.massey.ac.nz/~darmstro/au\\_projects.htm](http://www.massey.ac.nz/~darmstro/au_projects.htm)

\* **Tortuga de Fitzroy**, Fitzroy turtle *Rheodytes leukops* (Alderton, 2002).



[http://www.blognow.com.au/reptiletrader/Did\\_You\\_Know/](http://www.blognow.com.au/reptiletrader/Did_You_Know/)  
<http://www.greeningaustralia.org.au/GA/QLD/OnGroundAction/our-projects/fitzroyturtles.htm>  
<http://www.greeningaustralia.org.au/GA/QLD/HofTopics/fitzroyrivercoservationproject.htm>

2. - Familia Pelomedusidae: Tortugas Afro-Americanas, tortugas de cuello oculto



Mapa 12 Distribución de la Familia Pelomedusidae  
 (Alderton, 2002).

\* **Tortuga de Cuello Oculto de Madagascar** Madagascan big-headed side-necked turtle; *Erymnochelys madagascariensis*



\* **Tortuga Escudo** Helmeted turtle *Pelomedusa subrufa subrufa*; *Pelomedusa subrufa olivacea*



<http://bbs.99pet.com/club/pages/200605/1161.html>  
<http://www.reptarium.cz/kontakty.php?cid=259&page=0&id=3539>

\* **Big-headed Amazon river turtle** *Peltocephalus dumerilianus*



[http://www.ibama.gov.br/ran/index.php?id\\_menu=12&id\\_img=402](http://www.ibama.gov.br/ran/index.php?id_menu=12&id_img=402)

\* **Tortuga de Fango de Adanson** Adanson's mud turtle *Pelusios adansonii*



<http://www.maniacreptiles.com/old-stook.htm>

\* **Tortuga de Fango de Okavango**, Okavango mud turtle *Pelusios bechuanicus*



\* **Tortuga de Fango Aquillada** African keeled mud turtle *Pelusios carinatus*



[http://www.sweb.cz/112233445566/druhy/p.carinatus/texty/text\\_carinatus.htm](http://www.sweb.cz/112233445566/druhy/p.carinatus/texty/text_carinatus.htm)

\* **Tortuga de Fango Africana de Occidental, Tortuga de Cuello Oculito de Africa Tropical**, West African mud turtle *Pelusios castaneus castaneus*; *Pelusios castaneus castanoides*; *Pelusios castaneus chapini*; *Pelusios castaneus derbianus*; *Pelusios castaneus rhodesianus*



\* **Tortuga de Cuello Oculito de Gabón Tortuga Selvática** Gabon turtle *Pelusios gabonensis*



\* **Tortuga de Cuello Oculito Africana Enana Tortuga de Fango Enana** African dwarf mud turtle *Pelusios nanus*



\* **Tortuga Selvática, Negra** West African black forest turtle *Pelusios niger*



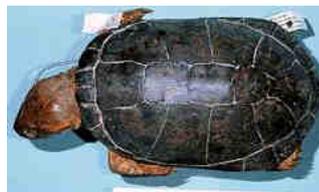
\* **Tortuga de fango Serrada**, Serrated turtle *Pelusios sinuatus*



\* **Tortuga de Fango Negra**, East African black mud turtle *Pelusios subniger*



\* **Upemba** mud turtle *Pelusios upembae*



<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/turtles.php?menuentry=zoeken&id=&selected=wetenschap>

\* **Tortuga de Fango de Williams** Williams' African mud turtle *Pelusios williamsi*  
*williamsi*; *Pelusios williamsi laurenti*; *Pelusios williamsi lutescens*



[http://www.sweb.cz/112233445566/druhy/p.williamsi/texty/text\\_williamsi.htm](http://www.sweb.cz/112233445566/druhy/p.williamsi/texty/text_williamsi.htm)

\* **Tortuga de Río de Pintas Rojas** Red-headed Amazon side-necked turtle *Podocnemis erythrocephala*



<http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/brturtles.htm>

\* **Tortuga de Río Sudamericana Tortuga Arraú** Arrasu River turtle *Podocnemis expansa*



<http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/brturtles.htm>

\* **Tortuga de Río Magdalena**, Rio Magdalena river turtle *Podocnemis lewyana*



<http://www.public.iastate.edu/~ceballos/homepage.html>

\* **Tortuga de Río Amazónica** Six-tubercled Amazon river turtle *Podocnemis sextuberculata*



<http://www.junglephotos.com/amazon/amanimals/amreptiles/turtlenathist.shtml>

\* **Tortuga de Río de Pintas Amarillas** Yellow-spotted Amazon river turtle *Podocnemis unifilis*



<http://www.tc.umn.edu/~gamb1007/brturtles.htm>

\* **Galápago Llanero, Tortuga de Río Sabanera**, Savanna side-necked turtle *Podocnemis vogli* (Alderton, 2002).



[http://wfscnet.tamu.edu/tcwc/Herps\\_online/Photo\\_Albums/Frog%20and%20toad%20lecture%20slides/index.htm](http://wfscnet.tamu.edu/tcwc/Herps_online/Photo_Albums/Frog%20and%20toad%20lecture%20slides/index.htm)

## **Bibliografía**

Alderton D. Turtles and Tortoises of the World. Ed. Facts on File, Inc. New York, New York 2002.

O'shea M. Halliday T. Manual de identificación Reptiles y Anfibios. Ed. Omega, S. A. Barcelona España 2001. Pp: 6-8, 12-15, 18, 19, 21-31, 33,44,53,54,58,70, 104, 109, 123, 132, 133, 152,153, 246, 247.

UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua. Diplomado en Medicina y Manejo de Fauna Silvestre, Modulo III Reptiles y Aves

Corredoras. Ed. UNAM Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, División de Educación Continua, México 1993. Pp:1-12,16-23, 31-68, 120-129, 139-159

**Internet**

<http://www.damisela.com/zoo/rep/tortugas/index.htm>

<http://www.kenyalogy.com/esp/fauna/taxonlep.html>