



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO**

---

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA  
Y ZOOTECNIA**

**PLAN MÉDICO VETERINARIO PARA EL MANEJO DE  
COCODRILOS (*Crocodylus acutus*, Cuvier 1807) DE LA UMA  
REPTILARIO CIPACTLI EN PUERTO VALLARTA,  
JALISCO.**

**TESIS  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

**PRESENTA**

**EVA TORRES CAMPOS**

**Asesores:**

**Biólogo Helios Hernández Hurtado  
M.V.Z. M.C. Fernando Gual Sill**

**México, D.F.**

**2010**



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.

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a mis padres y a mi familia (Torres Campos- Campos Torres) por enseñarme y dejarme aprender de ustedes, por formarme en mi vida, por apoyarme a lo largo de mi existencia, por todo el apoyo recibido a lo largo de esta travesía, por dejarme ser y aun cuando a veces no entienden mi camino; siempre están ahí para echarme la mano incondicionalmente. Se los dedico por que sin su apoyo, fuerza, paciencia y sobre todo confianza nunca hubiera llegado hasta aquí, este trabajo se concluyo por ustedes y para ustedes.

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi Familia Torres Campos - Campos Torres (papas, hermanos, tíos y primos) por haberme apoyado e inculcado este gran apego a la superación.

A mis papas, hermanos, tíos y primos por ser mis patrocinadores oficiales para llevar a cabo esta casi misión imposible, por su INAGOTABLE e incansable paciencia e insuperable ayuda.

Al M.V.Z. M.C. Fernando Gual Sill por su invaluable asistencia y asesoría, por compartir sus conocimientos y ayudarme a culminar este proyecto.

Al Biol. Helios Hernández Hurtado por compartir sus conocimientos y enseñarme en mis primeras practicas con cocodrilos.

A mi escuela por todos los conocimientos impartidos y aprendidos de ella, por darme mi formación académica (FMVZ- UNAM).

A la UMA Reptilario Cipactli del Centro Universitario de la Costa de la Universidad de Guadalajara, por haberme permitido realizar este proyecto en sus instalaciones, por las facilidades y apoyo otorgadas durante mi estancia en el lugar.

A mis amigos (a mis viejos amigos de parranda y a mis nuevos amigos de cocodrileada) por su gran apoyo, consejos, paciencia y ayuda.

A todas aquellas personas, cocodrilos y animales que participaron y ayudaron directa e indirectamente a la realización de esta tesis.

¡¡¡¡Gracias a todos!!!!

Por fin acabamos.

# CONTENIDO

<b>DEDICATORIA</b>	<b>II</b>
<b>AGRADECIMIENTOS</b>	<b>III</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>2</b>
<b>Localización</b>	<b>8</b>
<b>Descripción General de la Especie</b>	<b>9</b>
<b>Distribución de la Especie</b>	<b>10</b>
<b>Hipótesis</b>	<b>12</b>
<b>Objetivos</b>	<b>12</b>
<b>MATERIAL Y MÉTODOS</b>	<b>13</b>
<b>1. Programa de Medicina Preventiva</b>	<b>14</b>
1.1 Instalaciones	14
1.2 Cuarentena	16
A) Duración	16
B) Personal	16
C) Actividades durante la Cuarentena	16
1.3 Subprograma de control de parásitos	18
1.4 Alimentación	18
1.5 Manejo Genético y Reproductivo	19
<b>2. Programa de Terapéutica</b>	<b>21</b>
2.1 Enfermedades de tipo infeccioso	21
2.2 Enfermedades de origen nutricional	23
2.3 Malformaciones	24
2.4 Gota articular	24
2.5 Hipoglucemia	24
2.6 Enfermedades ambientales	24
2.7 Geofagia	25
2.8 Lesiones oculares	25
2.9 Traumatismos	25
2.10 Intoxicaciones	25
2.11 Pruebas diagnósticas	29
2.12 Farmacología	31
2.13 Contención química	31
<b>3. Programa de Patología</b>	<b>39</b>
3.1 Técnica de Necropsia	39
3.2 Toma y envío de muestras	43
<b>4. Programa de Rehabilitación</b>	<b>46</b>
<b>RESULTADOS</b>	<b>49</b>
<b>1. Programa de Medicina Preventiva</b>	<b>49</b>
<b>2. Programa de Terapéutica</b>	<b>56</b>

<b>3. Programa de Patología</b>	<b>60</b>
<b>4. Programa de Rehabilitación</b>	<b>66</b>
<b>DISCUSIÓN</b>	<b>68</b>
<b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>92</b>
<b>REFERENCIAS</b>	<b>93</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>102</b>
<b>FORMATO DE CUARENTENA</b>	<b>107</b>
<b>FICHA DE CONTROL MEDICO VETERINARIO</b>	<b>109</b>
<b>FORMATO DE PATOLOGIA CLINICA [Hemograma]</b>	<b>110</b>
<b>FORMATO DE PATOLOGIA CLINICA [Bioquímica Sanguínea]</b>	<b>111</b>
<b>FORMATO DE PARASITOLOGÍA</b>	<b>113</b>
<b>FORMATO DE NECROPSIA</b>	<b>115</b>
<b>Figuras</b>	<b>122</b>

## **RESUMEN**

### **TORRES CAMPOS EVA. Plan Médico Veterinario para el Manejo de Cocodrilos (*Crocodylus acutus*, Cuvier 1807) de la UMA Reptilario Cipactli en Puerto Vallarta, Jalisco. (Bajo la dirección del: Biólogo Helios Hernández Hurtado y del M.V.Z. M.C. Fernando Gual Sill)**

Los cocodrilos por sus características anatómicas y fisiológicas son capaces de resistir enfermedades y en general solamente muestran signos cuando está muy avanzado un padecimiento. La carencia de información al respecto hace difícil la identificación y solución de dichas patologías; por estas razones, se deben implementar medidas preventivas y de acción inmediata que nos ayuden a evitar, identificar y dar tratamiento oportuno a las diferentes enfermedades presentes en este orden taxonómico. El objetivo de este trabajo fue elaborar un Plan Médico Veterinario acorde con las necesidades de la UMA Reptilario Cipactli que permita resolver las diferentes problemáticas médico veterinarias que se presenten, mediante la atención de los casos clínicos, realización de pruebas diagnósticas y actividades de medicina preventiva desarrolladas de manera rutinaria. También fue fundamental la recopilación y organización de los datos y de información ya existente, dentro y fuera de la UMA Reptilario Cipactli para la elaboración del mismo. Se crearon formatos específicos para cada procedimiento, facilitando la recopilación y el registro de la información. El Plan Médico Veterinario se dividió en 4 programas principales: medicina preventiva, terapéutica, patología y rehabilitación, de acuerdo con las áreas de mayor importancia a atender. Con la elaboración del Plan de Manejo Médico Veterinario, se facilita la atención inmediata a los diferentes casos clínicos que se presenten en la UMA Reptilario Cipactli, favoreciendo la generación de datos sobre medicina veterinaria para esta especie.

**Plan Médico Veterinario para el Manejo de Cocodrilos (*Crocodylus acutus*, Cuvier 1807) de la UMA Reptilario Cipactli en Puerto Vallarta, Jalisco. (Bajo la asesoría del Biólogo Helios Hernández Hurtado y del M.V.Z. M.C. Fernando Gual Sill)**

## **INTRODUCCIÓN**

La relación del ser humano con el medio ambiente se remonta al propio origen del hombre. Con el paso de los siglos, a través de su convivencia con el medio ambiente, el ser humano lo ha modificado y deteriorado durante este proceso. (1) Actualmente se observa un creciente interés por salvaguardar los ecosistemas que están siendo destruidos a un ritmo acelerado. A lo largo de la historia se ha visto el interés del hombre por la fauna silvestre, aunado a la curiosidad y al hábito del coleccionismo, propiciando la costumbre de conservar y mantener animales vivos, con diversos fines. De esta manera nacen los zoológicos, para proveer al hombre de tener una relación cercana con algunas de las especies animales.(1, 2)

Hoy en día la responsabilidad de mantener fauna silvestre en cautiverio permite a su vez mantener un acervo natural para el futuro. Permitiéndole al ser humano aprender a conservar y respetar el medio ambiente. (1) Actualmente, se han diseñado nuevas estrategias de uso, conservación y manejo de los recursos naturales. El establecer lugares donde se alberga fauna ya sea con función educativa, de investigación o bien de rehabilitación, obliga a mantener medidas de protección tanto para la fauna que ahí se alberga como para las personas que mantienen contacto con ellos. (3,4)

Conservar la vida silvestre y la biodiversidad ha sido un interés global, lo que ha propiciado la generación de convenios y acuerdos internacionales entre los interesados en la protección de ecosistemas y especies. México reúne una elevada proporción de la flora y la fauna del



mundo, concentrando entre el 10 y el 15% de especies terrestres, ocupando el primer lugar mundial en cuanto al número de reptiles y anfibios, tercero en mamíferos, cuarto en plantas vasculares y el onceavo en aves. (2,5-7) Sin embargo, con el crecimiento de la población se ha generado un mayor daño ecológico en el país denotándose con la extinción de especies y el incremento en el número de las especies amenazadas. (2,5)

A partir de este interés de conservación surgen los convenios internacionales enfocados a la generación de proyectos prioritarios de conservación, manejo y aprovechamiento de la vida silvestre como son: el Comité trilateral México- Estados Unidos de América-Canadá para la Conservación y Manejo de la vida Silvestre y Ecosistemas, la Convención de Diversidad Biológica, Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres. (4)

En México se crean diferentes medidas legales para administrar y regular el aprovechamiento de los recursos de flora y fauna silvestres, creándose así instituciones como la Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), el Instituto Nacional de Ecología (INE)(5,6) y la Procuraduría Federal de Protección al Medio Ambiente (PROFEPA), así como la creación de leyes y programas enfocados a la protección de la vida silvestre como la Ley General de Vida Silvestre, la Ley General de Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente; entre otras.(6-8) El Programa de Conservación de la Vida Silvestre y Diversificación Productiva en el Sector Rural 1997-2000, regula el aprovechamiento y manejo de especies de flora y fauna silvestre, a través de la creación de las Unidades para la Conservación, Manejo y aprovechamiento Sustentable de Vida Silvestre (UMA's). (5-8)

Sin embargo, el aprovechamiento sustentable de la flora y fauna silvestres es aún incipiente en todo el territorio nacional, en los últimos años se ha empezado a valorar el potencial

económico que existe en el país, basado en el aprovechamiento comercial de la vida silvestre a través de la reproducción y propagación controlada, así como el manejo de poblaciones silvestres tomando en cuenta los criterios técnico-científicos que aseguren su conservación y mantenimiento. (6, 7)

Una especie de gran valor cultural, económico, ecológico y actualmente científico que radica en nuestro país es el cocodrilo. En México existen 3 especies de cocodrilianos: *Crocodylus acutus*, *Crocodylus moreletii* y *Caiman crocodilus fuscus*.(7) El cocodrilo ha sido explotado y tiene importancia económica por el uso de su piel, ocasionando la caza desmedida y sin control, situándolo como fauna en “peligro de extinción” según el Libro Rojo de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN)(5), Apéndice I de CITES y protegido en México también por la NOM-ECOL-059-01 con categoría de protección especial. (8) El Programa de Conservación de la Vida Silvestre y Diversificación Productiva en el Sector Rural 1997-2000 la considera una especie prioritaria para su conservación. Estas acciones se han tratado de complementar a través del Proyecto Nacional para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de los Cocodrilos en México (COMACROM), encargado de recopilar las inquietudes y necesidades de todos los grupos sociales interesados en estas especies desde el punto de vista productivo, como de la conservación, para así desarrollar una estrategia adecuada de aprovechamiento. (6,7)

Las UMA's están divididas en extensivas e intensivas; las extensivas son aquellas que se hacen con ejemplares o poblaciones de especies que se desarrollan en condiciones naturales y las intensivas son aquellas que se realizan sobre ejemplares o poblaciones de especies en condiciones de cautiverio o confinamiento.(6,8) Las UMA's intensivas dedicadas a la conservación y producción controlada de cocodrilianos deberán regirse por los aspectos

legales establecidos, siendo el plan de manejo herramienta fundamental para el buen funcionamiento de la misma. Este deberá ser preparado en función de los objetivos de la UMA, garantizando la viabilidad de la población en cautiverio.(6,8) El incremento en el número de granjas de cocodrilos, ha llevado a la aparición de diversas patologías relacionadas estrechamente con la sobrepoblación en cautiverio. Los miembros del orden Crocodylia son especialmente resistentes a las enfermedades, en vida silvestre, si bien en cautiverio el estrés, el exceso de animales y las malas prácticas sanitarias pueden desencadenar diversas patologías. (9,10) Uno de los componentes en el cuidado animal es el manejo médico, permitiendo establecer los diferentes programas que nos ayuden a disminuir y prevenir lesiones o enfermedades, siendo esta una de sus metas principales. Como todos los animales, los cocodrilos están sujetos a enfermarse, siendo más susceptibles cuando están en etapas juveniles a diferencia de cuando llegan a edad adulta, aunque son relativamente resistentes y poco susceptibles a enfermedades, siempre y cuando se les mantenga en temperaturas cálidas, limpio y bien alimentado.(9-11) Estas se desarrollan cuando se encuentran bajo una situación de estrés, como los cambios a los que sometemos a un animal que es capturado de vida libre y posteriormente introducirlo a un ambiente desconocido, dieta diferente y otras actividades.(11) Cuando esto pasa se debe analizar el cómo y cuando se origino, por qué llegó a ser un problema, ¿Cuáles animales fueron afectados? y ¿Cómo fueron infectados? El acceso a los cocodrilos por parte de los veterinarios es más reducido a diferencia de otros grupos de reptiles, que es más frecuente tenerlos como mascotas, quedando limitado los servicios veterinarios a centros especializados donde se trabaja con esta especie. (10,11)

El plan de manejo veterinario debe tener buen diseño para así realizar adecuadamente los procedimientos médicos básicos. Estos procedimientos son vitales para el monitoreo

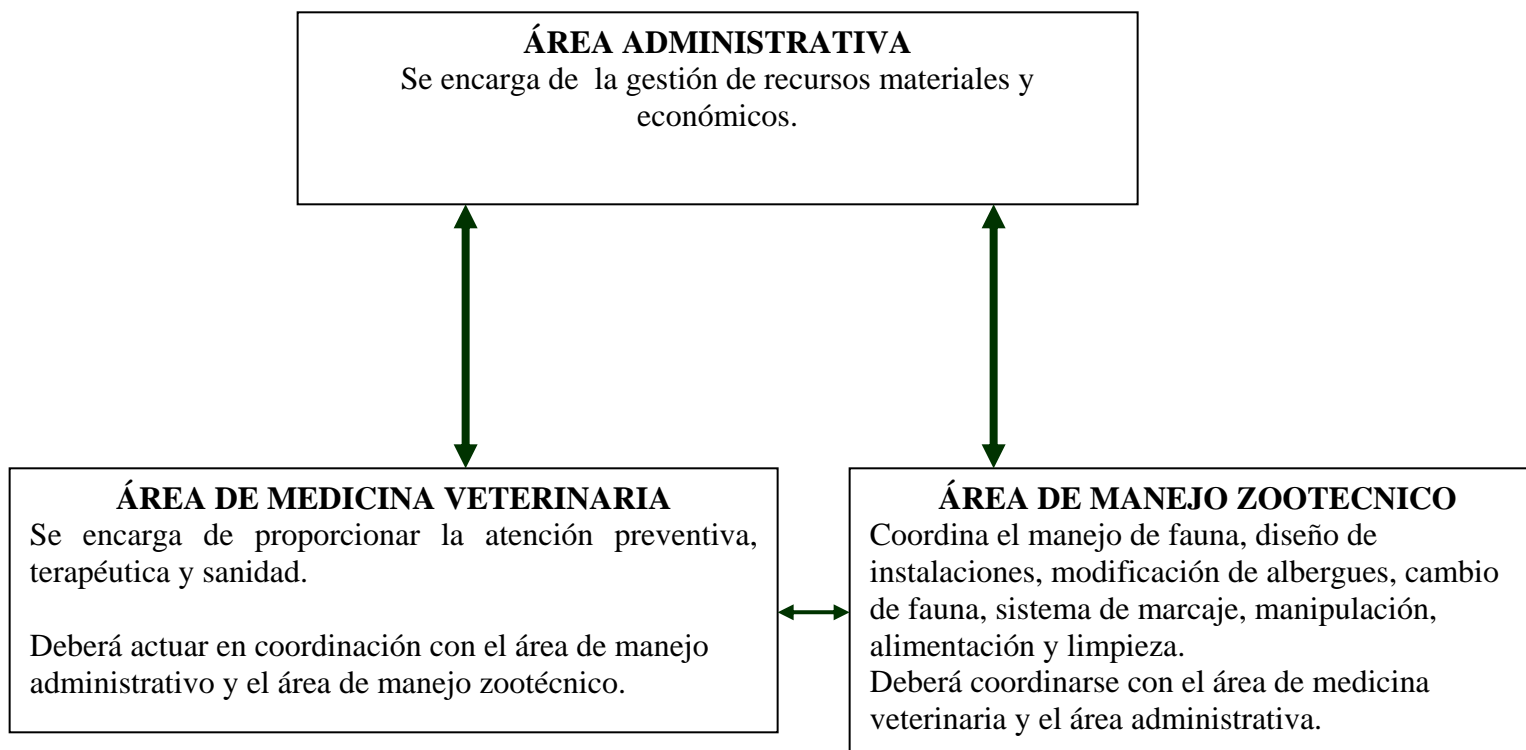
continuo de los animales, una correcta identificación del animal, problemas que presente y la asimilación de información que serán útiles para una referencia futura. (11)

El Centro Universitario de la Costa de la Universidad de Guadalajara ha creado una Unidad para la Conservación, Manejo y Aprovechamiento Sustentable de la Vida Silvestre (UMA), Reptilario Cipactli, con la finalidad de resguardar cocodrilos y otros reptiles que requieran tratamiento veterinario y/o experimenten la pérdida de sus espacios naturales. Así mismo, llevar a cabo estudios sobre el estado silvestre de los reptiles y dar respuesta a los programas de contingencia entre el hombre y la fauna silvestre. (12)

Desde el año 2000 en el que inicia operaciones la UMA Reptilario Cipactli hasta el año 2002 se obtuvieron los registros de diferentes tipos de patologías de origen infeccioso como bacterias (septicemias, pseudomonas), de tipo micótico (candiasis, aspergilosis), de tipo viral (papilomatosis), hipotermia y gota articular. Sin embargo, la UMA Reptilario Cipactli carecía de un plan veterinario que organizara y determinara las acciones en medicina preventiva, clínica y patológica para un manejo adecuado de la especie, solucionando problemas actuales y creando las estrategias a seguir en un futuro inmediato y a largo plazo.

La UMA Reptilario Cipactli opera coordinadamente por medio de tres áreas para su funcionamiento integral que a continuación se detallan:

### Organigrama de la UMA Reptilario Cipactli:



## Localización

UMA Reptilario Cipactli: Clave: INE/CITES7DGVS-C12-IN-0610-JAL/00. Centro Universitario de la Costa de la Universidad de Guadalajara, Av. Universidad de Guadalajara, No. 203, CP 48280, Delegación Ixtapa, Municipio de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Las coordenadas del Centro Universitario de la Costa son: 20° 42'19'' Norte y 105° 13'19'' Oeste con una superficie total de 16.3 hectáreas. Las coordenadas del Reptilario Cipactli son: 20° 42'17'' Norte y 105°13'16'' Oeste con una superficie total de 0.25 hectáreas.



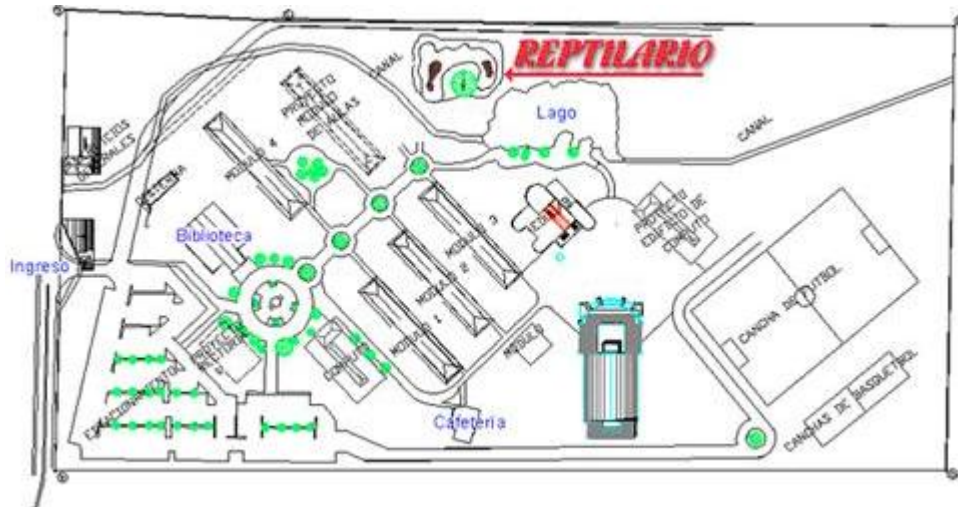


Figura 1. Localización de la UMA Reptilario Cipactli.

## Descripción General de la Especie

Los cocodrilos pertenecen a la clase Reptilia, subclase Archosauria y orden crocodylia, que para su estudio, se encuentran clasificados en tres Familias y ocho Géneros. El orden crocodylia agrupa a 23 especies las cuales se distribuyen en zonas tropicales a subtropicales del mundo.(13) En México sólo se encuentran representantes de las dos primeras familias con las siguientes especies:

- a) Familia Alligatoridae: *Caiman crocodilus fuscus* (caimán)
- b) Familia Crocodylidae: *Crocodylus acutus* (cocodrilo de río) y *Crocodylus moreletii* (cocodrilo de pantano).(7,10,13)

La especie *acutus* se diferencia de las otras dos especies mexicanas por el largo de su hocico siendo este muy agudo y alargado, su longitud es 1.75 a 2.5 veces más grande que el ancho basal; una joroba media preorbitaria y presenta 5 dientes premaxilares, 13 maxilares y 15 mandibulares. En su longitud total llega a medir hasta 6 m y el color de la piel puede ser de un verde olivo hasta llegar a un color amarillo.(13) Son estas características

particulares las que le dan sus distintos nombres comunes: Cocodrilo americano, cocodrilo de río, caimán de aguja, lagarto amarillo, lagarto real y cocodrilo narigudo. Los adultos se alimentan principalmente de pescado, y otras especies acuáticas incluyendo tortugas y aves y son de hábitos nocturnos. Los juveniles y crías se alimentan de pequeños peces e invertebrados. (7,10,13)

Se consideran especies importantes por que mantienen la estructura y función del ecosistema por las actividades que realizan, tales como la depredación selectiva de especies de peces, reciclado de nutrientes y mantenimiento de refugios con agua durante las sequías. (13)



Figura 2. Cocodrilo de río (*Crocodylus acutus*).

### **Distribución de la Especie**

Su distribución en América, incluye el extremo sur de la península de Florida, las costas del Pacífico de México, América Central y el norte de Sudamérica, así como las islas del



Caribe. En México se ha reportado por la vertiente del Pacífico desde los estados de Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas. Por el Golfo desde Veracruz, Tabasco, Campeche, Yucatán y Quintana Roo en las zonas cercanas al mar. Habita en ríos caudalosos, lagos y lagunas profundas y se puede encontrar en pantanos, aguas salobres y saladas como lagunas costeras, esteros, marismas, canales, manglares e incluso en las costas y mar abierto.(7,13)




 Distribución de Cocodrilo de Río (*Crocodylus acutus*)(12)

Figura 3. Mapa de distribución del Cocodrilo de Río en México.

## **Hipótesis**

La información recopilada de años anteriores y generada a partir de la atención clínica, de las actividades diagnósticas y de medicina preventiva desarrolladas de manera rutinaria en la UMA Reptilario Cipactli permitirán la integración de un plan médico veterinario para el manejo del *Crocodylus acutus* en cautiverio.

## **Objetivos**

### **Generales:**

Elaborar un Plan Médico Veterinario acorde a las necesidades de la UMA Reptilario Cipactli que permita resolver las diferentes problemáticas medico veterinarias que se presenten.

### **Particulares:**

- Recopilar y organizar la información publicada sobre Medicina Veterinaria en cocodrilos.
- Generar información relacionada con Medicina Veterinaria en cocodrilos, a través de la revisión de los expedientes existentes y de la atención de los casos clínicos que se presenten, actividades diagnósticas y de medicina preventiva desarrolladas de manera rutinaria en la UMA Reptilario Cipactli.
- Desarrollar las acciones médico veterinarias para la rehabilitación de organismos provenientes de vida libres de acuerdo con los procedimientos realizados en los mismos, obteniendo la información correspondiente.
- Elaborar los diferentes formatos a utilizar para cada una de las actividades de medicina preventiva, terapéutica y patología que se requieran para la integración y organización de la información generada.

## **MATERIAL Y MÉTODOS**

Debido al poco material bibliográfico disponible con el que se cuenta en México sobre cocodrilos, este Plan de Manejo Veterinario, requirió de una investigación en los sistemas de información más actualizados, que incluye la revisión del material bibliográfico disponible, tanto en forma de libros como de publicaciones periódicas y manuales, libros especializados de la especie, libros de medicina de fauna silvestre en general y artículos científicos y aquellos generados por asociaciones encontrados a través de Internet. Se hizo una recopilación de registros médicos realizados con anterioridad en la UMA Reptilario Cipactli y se llevó a cabo la elaboración de nuevos registros con el fin de puntualizar las áreas problemáticas, estructurando las medidas de acción a cumplir.

Una vez que la información fue colectada y clasificada la información se elaboro el Plan de Manejo Veterinario para el trato de esta especie, adaptado a las condiciones que se presentan en la UMA Reptilario Cipactli para la atención clínica de los cocodrilos. El Plan Médico Veterinario se dividió en 4 programas principales: Medicina Preventiva, Terapéutica, Patología y Rehabilitación, de acuerdo a las áreas de mayor importancia a atender.

Cabe hacer mención que durante el desarrollo del presente trabajo, la UMA Reptilario CIPACTLI contaba con 38 cocodrilos, además de aquellos que se recibieron de vida silvestre para su evaluación clínica y/o rehabilitación según se requirió.

## **1. Programa de Medicina Preventiva**

La base fundamental de un programa médico veterinario exitoso fue la medicina preventiva, debido a la dificultad en el diagnóstico y el tratamiento oportuno de las enfermedades en la fauna silvestre, además de que generalmente se requirió de la inmovilización de los animales con el riesgo que esto implicaba.(2) Esta área se dirigió a diversos aspectos con el objeto de mantener libre de enfermedades, evitando la introducción de éstas procedentes de otros lugares, asegurando que los animales sean mantenidos en condiciones adecuadas y evitando la diseminación a otras instituciones o a las poblaciones silvestres. Evitar las enfermedades transmisibles al ser humano (zoonosis) constituyo también una prioridad. (2)

La medicina preventiva tuvo muchos componentes que fueron considerados por los médicos veterinarios que trabajaron con fauna silvestre en cautiverio, como es la higiene, diseño de albergues, control parasitario, exámenes coproparasitológicos de rutina, estudios postmortem, disposición adecuada de cadáveres, nutrición, control de plagas, registros médicos y expedientes clínicos. (2,14,15)

Para el programa de medicina preventiva se consideraron los siguientes aspectos:

### 1.1 Instalaciones

La UMA Reptilario Cipactli contaba con 7 acuaterrarios permanentes y uno de cuarentena, los cuales abarca una superficie total de  $1487.37\text{m}^2$ . Estos se encuentran divididos en: dos para adultos con áreas de  $1300\text{ m}^2$  y el otro de  $120\text{m}^2$ , dos para juveniles de  $15.25\text{ m}^2$  y  $23.8\text{ m}^2$ , uno para crías de  $9.32\text{ m}^2$ , dos para neonatos de  $7.5\text{ m}^2$  cada uno y uno de cuarentena de  $4\text{ m}^2$ .(11)

En lo que respecta al tamaño de los acuaterriorios y a las densidades de población, hay tantos factores prácticos de por medio que es difícil generalizar.(9,10) Aunque los cocodrilos jóvenes tuvieron más o menos las mismas exigencias que las crías, al cabo de un año generalmente pudieron sobrevivir en condiciones más rigurosas. En sí el hacinamiento no fue nocivo para los cocodrilos jóvenes siempre que fueron separados por tamaño, bien alimentados y que los encierros se mantuvieron limpios.(10) Se elaboraron cercas que los cocodrilos no pudieran trepar o pasar por debajo de ellas. Si la cerca fue lisa midió como mínimo de 1.3m de altura, con aleros de 20 cm. de ancho alrededor; para impedir que escapen excavando, sobre todo cuando fue suelo húmedo, las cercas fueron enterradas a una profundidad de 50cm. Los estanques debieron tener una profundidad mínima de 80 cm., Si se tuvieron altas densidades de población, fue necesario dejar espacios para plantar árboles y arbustos.(9,10) Las plantas de bóveda baja permitieron cierto aislamiento y dieron sombra y fue necesario disponerlas de forma que ésta se proyecte tanto sobre agua como sobre tierra. Cuando el sol estuvo directamente encima de los acuaterriorio la sombra, ya sea natural o artificial, tuvo que cubrir aproximadamente la mitad de su superficie.(10) En los acuaterriorios pequeños fue posible colocar el alimento sobre tableros o planchas de hierro ondulado que se pudieron sacar ocasionalmente para su limpieza.(10,14)

El acuaterriorio que hizo veces de “enfermería o cuarentena” pudo ser ordinario de dimensiones inferiores a las usuales; pero, para evitar la propagación de enfermedades, tuvo un desagüe directo que desembocaba en un sitio alejado de éste y de los demás acuaterriorios. No debió escurrir el agua de un estanque a otro. Cada estanque tuvo tuberías separadas de entrada y de desagüe. (10,11,14)

El acuaterrario de cuarentena de 4 m<sup>2</sup> tenía una capacidad de albergar a 30 crías menores de 60 cm. o un máximo de 9 juveniles de 60-90 cm., dicho acuaterrario estaba al final del Reptilario, contaba con un 50% tierra : 50 % agua, disponía con drenaje independiente.(12) Al no disponer de un albergue de cuarentena específico para juveniles y pre-adultos, entonces los animales nuevos adquiridos se aislaban de la colección de manera que se impedía el contacto directo, evitando la transmisión de enfermedades por fómites, aerógenos y alcantarillado.(11, 15)

## **1.2 Cuarentena**

### **A) Duración**

La cuarentena estuvo bajo la supervisión de un veterinario y consistió en un mínimo de 30 días.(11,15) El período de cuarentena fue de tipo “cerrado”, esto es que no debe introducirse ningún animal nuevo de la misma especie en el área.(15) En caso de que se introdujese un nuevo espécimen, el periodo de cuarentena se iniciaba nuevamente. (10,14,15)

### **B) Personal**

El personal que se ocupó de todos los encierros, fue capacitado para atender las labores de cuidado y mantenimiento de los cocodrilos y acuaterrarios.(14) Después de haber completado sus tareas con los encierros de exhibición, se dispuso como medida preventiva atender hasta el final el acuaterrario designado como cuarentena. El material para alimentar y limpiar a los animales en cuarentena se utilizó únicamente con estos ejemplares.(11) De no ser así se limpiaron con cloro antes de utilizarse en otro acuaterrario. Para reducir el riesgo de contagio de enfermedades zoonóticas entre el personal y los animales que se han adquirido se minimizaba el manejo o se utilizaban guantes, overol, etc.(15,16)

C) Actividades durante la Cuarentena

Todos los cocodrilos que se manejaron dentro de la UMA, ya sea para su confinamiento permanente, temporal o liberación inmediata, fueron identificados de forma permanente por el sistema de marcaje de corte de escamas.(17) Una vez inmovilizados se hacía un examen físico completo y se hacía la toma de muestra sanguínea para un hemograma mismo que se anexaba al expediente del animal. Durante el período de cuarentena se realizó un archivo de los informes médicos completos.(15,16) A los ejemplares que murieron se les practicó la necropsia completa y se remitieron en formol los tejidos representativos para su examen histopatológico. (16,18-20)

Como medida preventiva durante la cuarentena se realizaron los siguientes exámenes analíticos:

De tipo obligatorio.-

- a) Examen físico completo (18)
- b) Examen coproparasitoscópico por flotación y técnica directa. (15,16,19)
- c) Evaluación para ectoparásitos.(15-18)
- d) Necropsia completa y estudio histopatológico de todos los individuos fallecidos en cuarentena.(15,18,20)

Opcionales.-

- e) Hemograma/ Química sanguínea.(11,15,18,20)
- f) Examen de Rayos X (20,21,22)

Ver Formato 1 (Formato de Cuarentena Pág.107)

Durante el período de cuarentena se facilitó que el animal se adaptara a su nuevo ambiente antes de introducirlo a su recinto, permitiendo a los manejadores su observación y evaluación del animal.(15,16) Se permitió estandarizar el estado sanitario básico de los nuevos especímenes, fue necesario realizar de manera correcta y completa los registros médicos de todos los animales e incluir la descripción de todos los incidentes médicos a la recepción, tratamientos, procedimientos de rutina, y resultados de laboratorio.(14,15,20) Los principios que se aplicaron en la cuarentena también se llevaron a cabo en el caso de animales que formaron parte de proyectos de reintroducción y se consideraron para su traslado a medio natural. Se tomó en cuenta la capacidad real del lugar para determinar si es o no posible llevar a cabo una cuarentena adecuada; se sugirió que en caso de que el animal provenga de un rancho o granja o que haya sido criado en cautiverio, se debe pedir un registro clínico antes del transporte, de manera tal que avale el estado de salud del animal. (10,14-16)

### 1.3 Subprograma de control de parásitos

Para establecer un programa de control sanitario eficaz en los animales que se encontraban en cautiverio fue necesario identificar los parásitos, bajo las técnicas parasitológicas antes mencionadas y de esta manera se determinó el tipo de desparasitante a utilizar, la duración del tratamiento y la frecuencia de los estudios coparazitoscópicos.(19) Se colectaron muestras fecales, como mínimo que represente el 10% de individuos alojados en cada acuaterrario y se analizaron para la identificación de huevos o parásitos gastrointestinales, se recogieron muestras fecales al menos en dos ocasiones.(15,19,23) En el caso de la cuarentena se realizaron análisis de heces separados por un mínimo de dos semanas antes o después de un tratamiento anti-parasitario y se aseguró la obtención de dos resultados negativos



antes de la finalización de este período. Asimismo se realizó el examen para determinar la presencia de ectoparásitos. (15,18)

#### 1.4 Alimentación

La frecuencia y cantidad de alimento proporcionado a los cocodrilos dependió de la etapa de desarrollo en que se encontraban.(10) A cocodrilos crías y juveniles se les suministró el alimento 2 veces por semana, entre las 12:00 y 15:00 horas (cuando mejor respuesta se tuvo ante la presencia del alimento por parte de los cocodrilos).(10) Se incluyeron en la dieta las especies de pescados marinos obtenidos de la zona (barrilete, lisa, etc.).(12)La alimentación adecuada fue un factor determinante en el crecimiento, desarrollo y en la reproducción de los cocodrilos mantenidos en cautiverio.(10) En el caso de cocodrilos reproductores, una dieta baja en proteína y alta en grasa, pudo ocasionar una tasa baja de nidificación y pocos avivamientos. La dieta contuvo 20-25% de proteína y 2-7% de grasa. La suplementación de vitaminas y minerales se considero según el tipo de carne usada para la dieta.(12) Las proporciones de alimento suministrado se calcularon de acuerdo al peso corporal del cocodrilo y a su etapa de desarrollo. (10,23,24)

#### 1.5 Manejo Genético y Reproductivo

La UMA Reptilario Cipactli contaba con una pareja de reproductores provenientes de distintas localidades, el macho reproductor de aproximadamente 20 años de edad y de 3m de longitud y la hembra de aproximadamente 12 años de edad y de 2.60m de longitud. Dentro del mismo encierro se tuvieron 4 machos más, de tallas de 2.55m, 2.65m, 2.73m y 2.80m, se desconocieron sus edades pero se sugirió edades en un rango de 20-30 años, considerándose como posibles reproductores a futuro. Se contó también con un macho adulto de aproximadamente 40 años de edad y una talla de

3.40m en un acuaterrario aparte, con capacidad de albergar a 2 hembras reproductoras.

Se consideró esencial manejar genéticamente a la población cautiva de cocodrilo de río con el fin de retener la máxima diversidad alélica y prevenir, en la medida de lo posible, la consanguinidad. (25,26)

La gestión genética y demográfica de la población cautiva tuvo como finalidad abordar los siguientes cometidos: (25)

a) Maximizar la representación genética de la especie en la población cautiva.

Requirió una adecuada selección de individuos fundadores para que quede representada la máxima proporción de la diversidad natural. El genotipado de los individuos fundadores permitió, en conjunción con buenas estimas de frecuencias alélicas poblacionales, el cálculo de índices de parentesco entre los pares fundadores, lo que permitió o facilito corregir consecuentemente las contribuciones individuales a la diversidad global.(25)

b) Evitar pérdidas de eficacia en la población cautiva.

El deterioro genético en poblaciones cautivas, debido a depresión endogámica, acumulación de mutaciones deletéreas y la adaptación a la cautividad, es un factor a minimizar cuando el objetivo a futuro fue la reintroducción al medio natural. (25)

c) Minimizar las pérdidas de diversidad genética en la población cautiva.

Se debió definir unos objetivos de retención de la diversidad inicial en un periodo de tiempo y elegir una estrategia de manejo genético para conseguir el objetivo fijado. El genotipado de los fundadores pudo enriquecer esta estrategia al proporcionar estimas de parentesco entre los fundadores, eliminando la asunción tradicional de fundadores no relacionados. (25)

Manejo reproductivo.

Una de las principales metas del cuidado de los animales silvestres en cautiverio, es la reproducción.

Relación de sexos:

Para el cocodrilo de río en cautiverio la relación de sexos ideal debe ser 1 macho por 3 hembras, siendo aceptable la relación 1 macho por 2 hembras.(10,23,24)

## 2. Programa de Terapéutica

Una medida de higiene importante para un buen control fue utilizar material de limpieza para cada albergue evitando de esta manera una contaminación cruzada, es decir evitar el contacto entre estanques. Mantener la higiene y una temperatura adecuada evitó muchos problemas y permitió un mejor desarrollo de los animales.( 10,15) El hecho de que algunas enfermedades de origen bacteriano principalmente asociadas con la flora comensal del individuo, sugiere que su presentación está ligada a factores predisponentes como el estrés relacionado con la sobrepoblación, cambios de dieta de forma no gradual, manejo excesivo y malas condiciones de higiene. (18,20,27,28)

Ver Formato 2 (Ficha de Control Médico) Pág. 109

### 2.1 Enfermedades de tipo infeccioso

#### a) Enfermedades bacterianas.

Las enfermedades bacterianas pueden tener un origen secundario, ya que dependen en buena medida de la inmunidad del organismo susceptible y de su asociación con otros agentes patógenos. La mayoría de los agentes patógenos que afectan a estas especies son bacillos Gram (-) y algunos son saprófitos.(33,34,44) En el caso de las septicemias, se presentan como un proceso de infección masiva algunas veces de tipo agudo.(33,41) Suelen cursar con muerte súbita sin signos previos clínicos aunque también pueden tener anorexia, pérdida de peso, letargia e incoordinación. Se determinaron con base en la anamnesis, signos clínicos, examen clínico y pruebas diagnosticas. (29,32,34,39).

Bacterias asociadas:

- *Pasteurella* spp.(29,37)      - *Salmonella* spp(27,28)      - *Proteus* spp(33,37)
- *Aeromonas* spp(28,29)      - *Pseudomonas* spp(28,29,42)      - *Klebsiella* spp(28,37)

- *E. coli* (31)                      - *Streptococcus* spp(37)                      - *Clamidia* spp(27,29)
- *Mycoplasma* spp(27-29,38,43)

b) Enfermedades micóticas.

Se dividió en superficiales (dérmica) y profundas (neumónicas), determinándose con base en las características que permiten su desarrollo (Temperatura, higiene, exceso de antibióticos, estrés), signos clínicos, anamnesis y pruebas diagnósticas. (28,29)

Agentes asociados:

- *Candida albicans* (28,29,31)
- *Aspergillus fulmigatus*(27-29)
- *Aspergillus ustus*(29,32)
- *Fusarium* spp(29,40)
- *Mucor* spp(29)
- *Rhizopus* spp(29)
- *Trichosporon* spp(28,29)

c) Enfermedades Parasitarias.

Se realizaron las pruebas diagnósticas específicas con base en el subprograma de desparasitación, para determinar la presencia de parásitos. Se consideró la especie y número de parásitos, tipo de migración y tipo de alimento proporcionado para determinar el tratamiento. (32, 35,39,48,49)

Especies parasitarias:

- Coccidias ( *Eimeria* spp e *Isospora* spp )(27,32,39,62,69)
- Pentastómidos (*Sebekia* spp y *Alofia* spp.)(28,39,40,56,58-61)

- Nematodos (*Dujardinascaris helicina*, *Paratrichosona* spp, *Micropleura* spp, *Oswaldofilaria* spp, *Trichinella* spp)(27,31,39,50-55,57,63,66)
- Protozoarios( *Entamoeba invadens*)(31,64)
- Trematodos (*Acanthostonum* spp )(32,63,64)

#### d) Enfermedades virales.

Se determino con base en la anamnesis, signos clínicos y pruebas diagnosticas. Los virus que se asocian son: *Poxvirus*, *Adenovirus* (Hepatitis viral), Enteritis viral.(27,32,46)

En el caso específico del *Flavivirus* causal de la Enfermedad del Oeste del Nilo (VON), se realizaron análisis de sangre a los animales que se tienen así como los que se recibieron; tomándose muestras sanguíneas mismas que se remitieron a un laboratorio clínico para descartar infección viral. (37,67-69)

#### 2.2 Enfermedades de origen nutricional

Para diagnosticar este tipo de enfermedades se consideró primero el tipo de dieta administrada y tipo de almacenamiento del alimento. Se asociaron con deformaciones en los animales o en reblandecimientos de los tejidos.(27,28,32,46,70,71,74)

Algunos casos se pueden dar por:

- Hipoglucemia (70)
- Hipocalcemia (70)
- Calcificaciones (70)
- Hiperproteinemia (70)

### 2.3 Malformaciones

Estas se expresaron en los animales con un mal desarrollo o ausencia de partes del cuerpo, como miembros, cola, ojos, paladar, etc. y se pueden desarrollar por su origen congénito (temperaturas inadecuadas de incubación, genético por consanguinidad o intoxicaciones y enfermedades metabólicas). (32,33,37,46,73,75,76)

### 2.4 Gota articular

Se hicieron inspecciones en temporada invernal y del alimento, así como de las instalaciones para determinar la causa de origen. Se identificó por el tipo de lesiones en articulaciones y análisis de ácido úrico. (27,29,32,37,40,73)

### 2.5 Hipoglucemia

En casos de estrés excesivo por tensión de un manejo o por peleas ocasiona en los animales temores musculares, incoordinación y dilatación pupilar. Estas características se tomaron en consideración para el diagnóstico.(28,37)

### 2.6 Enfermedades ambientales

Hipotermia: La baja de temperatura (menores de 18°C) asociado a un menor consumo de alimento y con la mala digestión del mismo sugiriendo que fueron factores determinantes para el desarrollo de estos casos. (27,32,36,46,10,77)

## 2.7 Geofagia

La determinación de esta patología se hizo con base en el examen clínico (palpación) y signos clínicos: como vientre abultado, incoordinación. También se consideró el tipo de sustrato en el que se encontraban. (9,13,72)

## 2.8 Lesiones oculares

Para el diagnóstico de esta enfermedad se realizó tomando en cuenta los siguientes agentes causales: la higiene, densidad de animales en un encierro, uso excesivo de cloro (de 2-4ppm) o asociado con infección viral. El diagnóstico se realizó a partir de la inflamación de párpados (blefaritis) e incluso opacidad corneal, descargas oculares acuosas o de tipo seroso. (27,46)

## 2.9 Traumatismos

Esta entidad patológica está relacionada con el manejo asociada con peleas entre individuos, modificación de instalaciones o accidentes por conflictos hombre-cocodrilo. Las lesiones se observaron con frecuencia en la piel, fracturas, ojos, mordeduras, etc. (32,36)

## 2.10 Intoxicaciones

Algunas de las sustancias tóxicas se encontraron reportadas únicamente para tortugas, lagartijas y serpientes. (46)

**Ivermectinas.** No se recomendó para tortugas, animales gestantes o individuos neonatales. Antiparasitario contra nematodos, artrópodos y arácnidos. Signos clínicos por la intoxicación: depresión, parálisis, coma y muerte en quelonios. Tratamiento: No hay antagonista. Tratamiento de soporte: eliminación total del tóxico, limpieza total lavando



con agua y jabón, terapia de fluidos, soporte nutricional, monitoreo de electrolitos y soporte respiratorio. La recuperación días o hasta semanas. (46,81)

**Organofosforados y carbamatos.** Insecticida. Signos clínicos: salivación, ataxia, inhabilidad para mantenerse levantado por sí mismos, coma y arresto respiratorio. Tratamiento: Animales con exposición dérmica se debieron lavar con detergente y abundante agua, terapia de fluidos para contener la deshidratación y los desbalances de electrolitos. Antídoto específico: Atropina a dosis de 0.4 mg/kg IM, contrarresta la salivación, bronco espasmo y disnea. Diazepam contrarresta los ataques. Prognosis: depende de la dosis, tiempo de exposición y tamaño del animal. (46,81)

**Vitamina A.** Importante para mantener el tejido periocular y piel. Hipovitaminosis. Signos clínicos: descarga ocular, edema palpebral, ceguera, hiperqueratosis de piel y granulomas. Tratamiento: suplementar a 2000 IU / kg cada 7 días y mejorar la dieta. (46,81)

Hipervitaminosis. Inapetencia, infección bacteriana secundaria, decoloración de la piel y extrema letargia. Tratamiento: antibióticos, terapia de fluidos y soporte nutricional. (46,81)

**Vitamina D.** Dosis de 50 a 1000 veces más que el requerimiento diario mínimo aun cuando no se ha establecido en reptiles se relaciono con problemas de hipercalcemia inducida. Si se prolongo la hipercalcemia pudo ocasionar distrofia, calcificación de tejidos gastrointestinales, riñones, pulmones, vasos sanguíneos y articulaciones. Tratamiento: Retirar por completo los suplementos que contengan vit. D, la administración de cortisona puede ayudar al control de hipercalcemia. (46,81)

**Intoxicación por zinc.** Ingesta por suplementos, objetos metálicos galvanizados, ungüento que contenga oxido de zinc o ingestión de monedas. Signos clínicos: dependiendo de la cantidad ingerida y presentación (objeto, ungüento o suplemento) en la que fue ingerido el zinc. Signos clínicos: Anorexia, letargia, decoloración amarillenta de la piel y mucosas,

pérdida de peso y puede presentar signos parecidos a una enteritis gastrointestinal. En los análisis clínicos: hemólisis intravascular y hemoglobinemia. Si ingirió objetos que contenían zinc se debieron sacar radiografías. Tratamiento: Remover el cuerpo extraño que contiene zinc, terapia de fluidos, se controló la anemia y en casos severos usar queladores de zinc, como D-penicilamina y calcio-EDTA. (27,46,81)

**Blanqueadores.** Se usan como limpiadores y desinfectantes, normalmente se encontraron a diluciones en agua del 3 – 6 %. Son moderadamente irritantes. Si el contacto con la piel es prolongado, irrita con severidad. Efectivo contra parásitos, sin embargo nunca se aplicó directamente en animales vivos. Un chorro de blanqueador ocasionó quemaduras de tipo alcaloide en los ojos. Tratamiento: lavar con abundante agua para tratar de minimizar el daño hecho por el blanqueador. La piel que ha sido expuesta al blanqueador se lavó con jabón suave y agua tibia. Animales que han pasado en contacto con el blanqueador por casi 24 horas se consideró la irritación del tracto respiratorio. Los encierros debieron estar ventilados. Se quitó los residuos del desinfectante usando jabón de ropa o toallas y se expuso el área a la luz solar por pocas horas. (81)

**Griseofulvina.** Signos clínicos: anorexia, letargia, diarrea y anemia. Tratamiento. Discontinuar el uso del fármaco. Llega a tener efectos teratogénicos en animales preñados. En tratamientos tópicos retirar con agua tibia y jabón. Para evitar una sobredosis con un antifungal se debió prevenir primeramente las infecciones fúngicas con buena higiene.

**Imidazoles (Ketaconazol) y Triazoles (fluconazol y itraconazol).** Estos fungostáticos se metabolizan en el hígado y el elevado nivel de enzimas en el hígado provoca intoxicaciones en los animales. Signos clínicos de la intoxicación: anorexia, letargia, pérdida de peso y diarrea. Tratamiento: se suspendió la aplicación del medicamento, limpiar donde fue aplicado tópicamente y se realizó terapia de fluidos. No se recomienda el miconazol tópico.

Para el ketoconazol se contrarresto la hepatotoxicidad. Intoxicaciones leves solo hay que retirar el medicamento. (45,81)

**Gentamicina.** se uso en casos de sepsis en reptiles. Se han encontrado efectos nefrotóxicos de la gentamicina. Se debió apoyar de una adecuada terapia de fluidos y un buen balance electrolítico. La ototoxicidad se ha reportado en reptiles. (45,81)

**Amikacina.** Es de efecto nefrotóxico. Los pacientes fueron se les apoyo con terapia de fluidos y de balance electrolítico. Se reporto ototoxicidad.

**Cloramfenicol.** Antibacterial de amplio espectro. Efectos: Reducción de células rojas, células blancas y plaquetas, cuando se aplico en dosis repetidas, inadecuadas o en usos prolongados. Tratamiento: terapia de soporte y transfusiones de sangre. Es supresor del apetito. (45,81)

**Enrofloxacina.** Se ha reportado que ocasiona daño a cartílago durante el crecimiento, considerarlo para reptiles jóvenes. Aplicado intramuscularmente ocasiona necrosis.

**Envenenamiento por plantas:** se debió considerar la temporada en que la planta es toxica, la parte de la planta que fue ingerida, la facilidad de absorción de la toxina y la especie de planta y donde fue ingerida. (45,81)

**Lirios.** Toda la planta es toxica. Contiene un potente glicosido cardiaco. Tratamiento: aplicar carbón activado, terapia de soporte (fluidos, calefacción y oxigeno).(81)

**Cicas y palmeras.** Todas las partes de la planta son toxicas. Las semillas son las más toxicas. Las toxinas producen signos gastrointestinales y hepáticos (cicasin), signos neurológicos (B-methylamino-L-alanina), y una toxina desconocida que causa signos neurológicos. Los signos gastrointestinales aparecen a las 24 horas de la ingestión. Tratamiento de soporte (fluidos, calor y oxigeno).(81)

## 2.11 Pruebas diagnósticas

Las pruebas de laboratorio que se usaron como prueba diagnóstica evidenciando al agente infeccioso, fue útil también como un medio para monitorear y vigilar el estado de salud de los cocodrilos. (43,46,64,82,83)

### a) Hematología.

Se tomaron muestras a los cocodrilos de nuevo ingreso y a los enfermos, la sangre se obtuvo de la vena yugular dorsal localizada en la región cervical. Se almacenaron en tubos vacutainer con EDTA y sin anticoagulante, cuando se almacenó la muestra se hizo en refrigeración. Las muestras se remitieron a un laboratorio clínico para su procesamiento. El comparativo se hizo con los valores sanguíneos proporcionados por la **International Species Information System (ISIS)**. (43,83-86,89)

- Hemograma (29,35)
- Bioquímica sanguínea(29)
- Conteo leucocitario por vía manual.(37)

Ver Formato 3 (Formato de Patología Clínica-Hemograma) Pág.110

### b) Serología.

Se tomaron muestras de sangre de animales enfermos y de nuevo ingreso de la vena yugular dorsal localizada entre las vértebras cervicales, se almacenaron en tubos vacutainer con EDTA y sin anticoagulante, cuando se almacenó la muestra se hizo en refrigeración. Las muestras se remitieron a un laboratorio clínico para su procesamiento. El comparativo

se hizo con los valores sanguíneos proporcionados por la **International Species Information System (ISIS)**.(29,37,43,64,82-86,89)

Las pruebas que se utilizan para estos casos son.

- ELISA
- Fijación de Complemento
- Hemoaglutinación

Ver Formato 4 (Formato de Patología Clínica-Bioquímica sanguínea) Pág.111

#### c) Cultivos.

Esta técnica se utilizo cuando se sospechaba de agentes bacterianos o micóticos. Se mandó a un laboratorio clínico para su procesamiento. (29,37,46,93)

#### d) Parasitología.

Los animales sospechosos de parasitosis, así como animales de nuevo ingreso y los que resultaron positivos durante el desarrollo del subprograma de desparasitación.(15,16,28,32)

Las pruebas que se desarrollan para este tipo de estudios son:

- Técnica directa.
- Técnica de flotación.
- Técnica de sedimentación.
- Tamizado.
- Frotis.

Ver Formato 5 (Formato de Parasitología) Pág.113

## 2.12 Farmacología

### a) Selección de antimicrobianos.

Para llevar a cabo la selección del fármaco se consideró la identificación del agente causal, a partir de los resultados de las pruebas diagnósticas. Para las bacterias que se identificaron como patógenas se realizó un estudio de antibiograma.(45-47)

Para la aplicación del antibiótico más apropiado se consideró el aparato o sistema afectado y el tipo de lesión, el tamaño, condición clínica, temperamento y estado inmunitario del huésped. Se consideró la duración del tratamiento y sus efectos colaterales potenciales y así como la toxicidad del mismo. (99,102)

Se tomó en cuenta la ruta de administración. Aunque la mayoría de los terapéuticos utilizados son de vía intramuscular y subcutánea; se evitaron los agentes que requieren grandes dosis por kilogramo de peso corporal. (45)

Ver Cuadro I. Pág.102-103

## 2.13 Contención química

Para el uso de anestésicos se tomaron varios criterios en cuenta como la fuerza, tamaño y localización del animal. En el caso de cirugía mayor se consideró el tipo de anestésico por utilizar y el tiempo de inducción al animal, las necesidades específicas individuales de la especie, el lugar y el tipo de procedimiento a seguir.(46,94,95)

Ver Cuadro II. Pág.104-106

### *Consideraciones individuales por espécimen.*

Para cocodrilos pequeños que se pueden agarrar con las manos, se usó anestesia local. En animales de gran tamaño la ruta de acceso es la vena caudal ventral que es la primer vía de acceso, que se encuentra localizada entre las vértebras coccígeas o la vena yugular dorsal

localizada entre las vértebras cervicales y la médula espinal ambas regiones son de difícil acceso en animales grandes y agresivos. (45,46,64,91,92)

Se tuvo presente el uso de agentes antagonistas para revertir el efecto del anestésico usado. La recuperación en los cocodrilos dependió mucho del medio ambiente. Se tomó en cuenta el temperamento del animal, aun cuando este sea pequeño y lo agitado del manejo. (45,46,64,95,99)

#### *El medio ambiente en consideración.*

El procedimiento de inducción y recuperación se realizó en un lugar de tamaño reducido que limitó su movilidad y de poca profundidad con agua que no pase de la mandíbula y aislado del resto de los animales. Se controló la temperatura del albergue de manera que permitiera una inducción y una recuperación rápida. (45,46,95)

#### *Procedimientos.*

La elección del agente se planeo según el tipo de procedimiento a realizar como: traslado, procedimiento medico menor, evaluación física, toma de sangre y radiografías.

En procedimientos no invasivos fue necesario tomar en cuenta barreras auditivas como visuales, como por ejemplo el uso de tapa ojos para minimizar el estrés. (18,21,45,95)

#### *Rutas de administración.*

Son varias las rutas de administración que se pueden emplear son: la vía intravenosa (IV), Intramuscular (IM), intracelomica (ICe), Subcutánea (SC) para la inyección de fármacos. En cocodrilianos el uso de la vía intravenosa es la ruta de elección, esta se hace localizando la vena caudal que se encuentra en el hemocanal ventral del proceso espinoso de la vértebra coccígea. La aguja se introduce en la línea media ventral y pasa a lo largo de las vértebras posteriores de la base de la cola. La ruta intracelomica, se introduce la aguja ventralmente

por la parte media de la cavidad celomica cuidando no entrar en cavidad pericárdica, en cocodrilos se recomienda el uso de la región mesogástrica. También se pueden usar los costados del abdomen, colocando al animal en un plano inclinado en un ángulo de 45° hacia la cabeza, introduciendo la aguja por un costado, en la fosa paralumbar. La ruta intramuscular se hace en las áreas de mayor masa muscular como es la base de la cola, miembros y tabla del cuello. (46, 92,94-96,99) Ver Fig.4 Pág.38 y Fig. 4-8. Pág. 122-125

#### 2.14 Agentes químicos usados como anestésicos (Ver Cuadro II) Pág.104-106

##### Bloqueadores neuromusculares (89,90-92)

Produce relajación o parálisis muscular, pero no analgesia; en animales grandes requiere bajas dosis. Presenta dificultad de movimiento en tierra y puede permanecer quieto, no así en agua podría nadar lentamente. (46,95)

##### **Galamina**

El efecto se produce a los 30 minutos una vez aplicada. Aplicando únicamente galamina el efecto tarda en desaparecer de 1.5-15 horas. Utilizando neostigmina el tiempo de recuperación es de 10-20 minutos. (46,95,99,100-103)

##### **Clorhidrato de Succinilcolina**

Relajante muscular. No produce analgesia. Tiempo de recuperación prolongado hasta 12 horas. (46,94-96,100-103)

##### Anestésicos disociativos.

Las drogas de este tipo son de acción rápida. Durante el estado de inconsciencia conocido como anestesia cataléptica-disociativa, el animal tratado mantiene los reflejos faríngeos y laríngeos normales mientras que no responde a los estímulos. Los efectos colaterales son rigidez muscular, hiper-hipotensión o convulsiones. Tienen un amplio margen de



seguridad, producen escasa depresión respiratoria y circulatoria y tienen un tiempo de recuperación corto debido a la rápida metabolización de la droga. (95,97)

### **Hidrocloruro de ketamina.**

El liofilizado de ketamina como droga en un bajo volumen, puede usarse en animales de mayor peso (50kg en adelante). Provee relajación muscular, combinado con benzodiazepinas y alfa 2 adrenergicos provee relajación. Tiempo de recuperación 6-4 horas. (46,95,97,98,100,102,103)

### **Tiletamina**

Más potente que la ketamina y combinado con zolazepam provee buena analgesia y relajación. Tiempo de inducción de 20-30 minutos. Tiempo de recuperación prolongado de 1-4 horas. (46,95,102)

### Alfa 2 adrenergicos.

Son potentes depresores del sistema nervioso central con propiedades sedantes, relajantes musculares, y analgésicas. Pueden utilizarse solo para inmovilización o como sinérgico con los opiáceos o cyclohexamines. Sus efectos son dosis- dependiente y varían desde sedación media hasta el sueño profundo. A altas dosis, pueden producir depresión circulatoria y respiratoria críticas. En animales muy excitados, no producen un nivel satisfactorio de inmovilización. Pueden alterar los mecanismos termoreguladores, produciendo hiper-o hipotermia. (95)

### **Xilacina.**

Uso con ketamina y agentes inhalados. Tiempo de recuperación hasta por 12 horas. Se puede usar un antagonista como la yohimbina. Sus efectos depresores cardiopulmonares se pueden evitar usando doxapram. (46,95,98,102)

### **Medetomidina.**

Más potente que la xilacina. Se puede revertir con atipemazol. Sedación, incompleta inmovilización. Tiempo de recuperación prolongado. (46,95,102)

### Narcóticos

Los opiáceos son buenos analgésicos pero con propiedades relajantes musculares muy limitadas. Tienen un margen de seguridad muy amplio, su acción es predecible, y pueden ser revertidos con la administración del antagonista apropiado (diprenorphine, naloxone o nalorphine). Un neuroléptico sinergista puede potenciar al opiáceo y producir una inducción más suave. Los efectos colaterales de la inmovilización con opiáceos incluyen excitación luego de su administración, produciendo carreras sin sentido, paseos o marchas, lo que puede terminar en hipertermia o miopatía por captura; regurgitación; depresión respiratoria crítica; hiper o hipotensión, taquicardia. Son extremadamente tóxicos y deben ser manejados con gran cuidado para evitar exposiciones accidentales a los humanos.(95,99,100)

### **Etorfina**

Rápida inducción y buena analgesia. Tiene un alto costo monetario. De extremo cuidado en su uso para el personal. Inducción en 5-30 minutos. Tiempo de recuperación 1-3 horas. (95,99,102)

### Anestésicos Inhalados

Para mantener la anestesia después que el animal ha sido inmovilizado, se utilizan los anestésicos inhalados con vaporizadores calibrados de alta precisión. Se consideró los tiempos de apnea que pueden presentar, la inducción puede tardar hasta 20 minutos.(95,97)

### **Isoflurano.**

Proporciona una inducción y salida de la anestesia rápida en 6-20 minutos. Provee analgesia, relajación muscular y recuperación en 30-60 minutos.(95,97,99,100,102)

### **Halotano**

Es más hepatotóxico y cardiotoxicó. La inducción y la recuperación son un poco más prolongadas que el isoflurano.(95-97,99,100,102)

### Otros agentes inyectables para contención.

#### **Profopol**

De rápida inducción y de profunda anestesia. Limitante en animales grandes su aplicación es IV. Efecto corto de 45-90 minutos. Provee relajación y puede combinarse con anestésicos inhalados para mantener el efecto. También puede usarse con isoflurano.(46,95,97,100,102)

#### Barbitúricos

Son depresores cardiopulmonares severos se usan dosis altas la inducción es lenta y la recuperación puede tardar días. Se deben usar parasimpático-lítics previamente para revertir sus efectos. Induce los tres estados de anestesia.(95,97,99)

#### **Pentobarbital sódico.**

Irritante vía muscular. Depresor cardiopulmonar. Tiempo de recuperación en días.(95-97,102)

#### Agentes Terapéuticos Adyuvantes. (90-92)

Drogas como atropina y glicopirolato en cocodrilos contrarrestan las secreciones respiratorias, emesis, arritmias cardiacas y bradicardia. Para revertir los efectos muscarínicos indeseables de la neostigmina. Doxapram Estimulante respiratorio directo. (95,97,100,102)

### Agentes Revertores (89-92)

#### **Neostigmina.**

Revierte los efectos competitivos de los agentes bloqueadores como la galamina. No alimentar a los animales 72 horas antes de la aplicación de la neostigmina. (95,102)

#### **Yohimbina.**

Es un antagonista comúnmente usado para revertir la xilacina. (46,95,97,98,102)

#### **Atipemazol**

Revierte los efectos de la medetomidina.

La musculatura femoral y braquial es excelente para la inyección IM. La superficie lateral de la base de la cola puede usarse solo para inyecciones IM. El espacio intracelómico puede ser más accesible a través de la fosa paralumbar. (95,99,102)

El efecto de los anestésicos generalmente se desarrolla de craneal a caudal, siendo así el último efecto en la cola. (95)

Para hacer la elección del agente apropiado se basó en los requerimientos específicos de la especie, el tipo de procedimiento, el medio ambiente en el que se va a trabajar, la disponibilidad comercial del agente elegido por sus efectos y limitaciones del anestésico. (95)

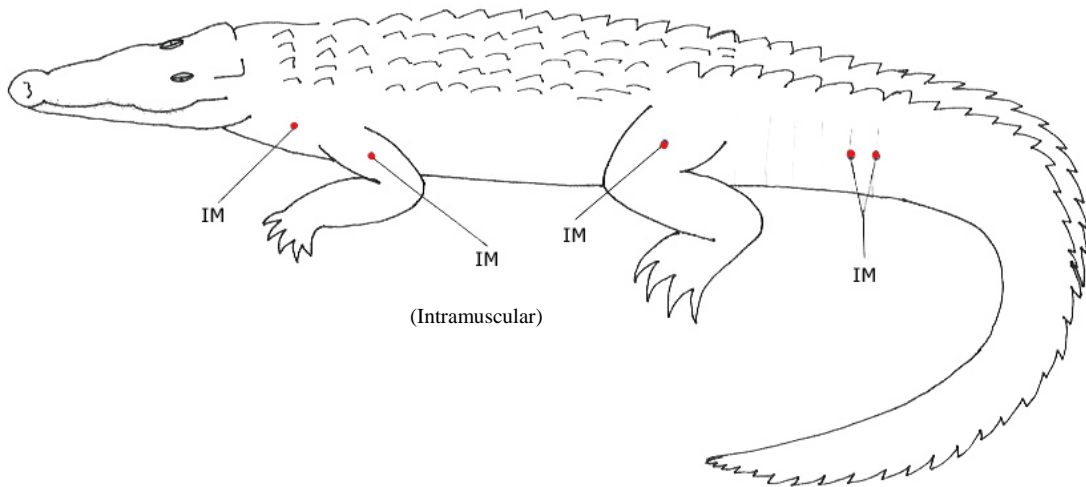
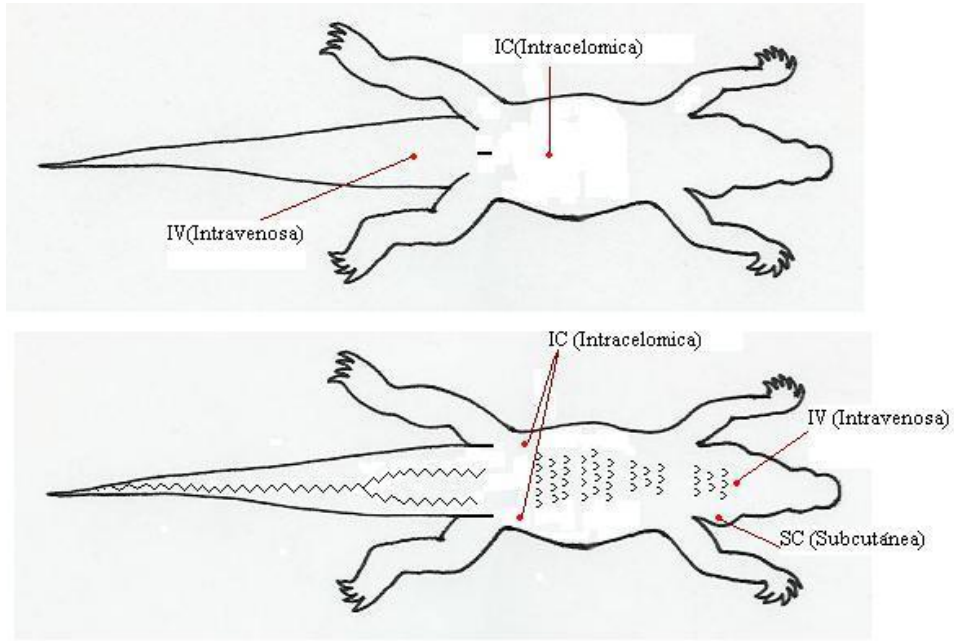


Figura 4. Rutas de inoculación

### **3. Programa de Patología**

#### 3.1 Técnica de Necropsia

Para llevar a cabo el procedimiento fue necesario conocer la historia clínica previa del animal y saber sobre su probable causa de muerte, así desarrollar una mejor observación y diagnóstico al momento de realizar la disección. (65)

La necropsia se realizó inmediatamente después de la muerte para evitar los cambios de la autolíticas. Cuando el animal murió y no pudo examinarse por un veterinario se tomaron las muestras de tejidos que presenten lesiones preparándolos para histopatología y parasitología. Cuando no se realizó la necropsia de inmediato se mantuvo en refrigeración el cadáver por no más de 24 horas. Se preparó un área desinfectada ya que no se disponía de un lugar específico.(65,104,105)

#### *Disección y evaluación postmortem.*

Se realizó la inspección externa del cadáver. Conteniendo la descripción del sitio específico del tejido enfermo o alterado, el cuadro clínico y tamaño del área afectada, lo más específico posible. (64,104)

#### *Inspección externa.*

Se hizo una inspección de la superficie corporal (piel) y posibles heridas que pueden ser resultado de una agresión en su jaula o por otros animales, presas o quemaduras por lámparas mal colocadas. En algunas se observó una hinchazón ocasionada por infecciones por hongos o bacterias, granulomas, tumores y parásitos (65,104)

## Disección.

Lo primero fue preparar el área para la disección a fin de que quedara libre de otras actividades y personas. Se utilizaron guantes y cubre bocas antes de comenzar la disección. La incisión inicial fue por línea media por la parte ventral desde la sínfisis mandibular hasta la cloaca, retirando la piel, tejido subcutáneo y muscular para exponer los órganos internos. Se observó si los órganos estaban desplazados de su lugar anatómico normal, los que cambiaron de color y la presencia de sangre, fluidos u otro exudado anormal en la cavidad. Siguiendo un procedimiento sistemático, constante y ordenado al coleccionar todas las muestras de los tejidos representativos. (65,104,106)

## Aparato Respiratorio.

La inspección inicio desde las narinas y cavidad oral. Los parásitos coleccionados se fijaron en formol al 10% con todo y el tejido. Las muestras de lavado traqueobronquial eran de 5 ml y muestras de pulmón de 4 x 4 conservadas en frascos. (65,104,105)

## Sistema Cardiovascular.

Para su inspección primero se revisó el pericardio que recubre al corazón. En los cocodrilianos consta el corazón de 2 atrios y 2 ventrículos conectados entre sí estos últimos por el Foramen de Panizza teniendo un septo ventricular incompleto. Se verificó el color tamaño, forma posición y contenido tanto del corazón como de los múltiples vasos sanguíneos. En los cortes que se hicieron en el corazón se siguieron

la circulación sanguínea para no alterar ninguna de las válvulas y de esta manera inspeccionarlas.(65,104,105)

Se comenzó disecando los vasos sanguíneos y el corazón, cuando fueron animales pequeños se abrió al corazón por la mitad y se puso en el fijador, en animales mas grandes se hicieron cortes verticales y posteriormente horizontales de manera de juntar cuatro piezas y se colocaron en un frasco con formol al 10%. Para evaluación al microscopio el corte se hizo de 3-5µm. de grueso. (108)

#### Aparato Digestivo.

Se inicio con una incisión en el esófago desde la porción más craneal dirigiendo el corte longitudinalmente, separando el tejido para examinarlo siempre en dirección del cuerpo, continuando hasta llegar al estomago e intestinos, se separo todo el aparato del cuerpo para evitar contaminación de órganos con contenido gastrointestinal. Para muestreo se separo en pequeñas porciones haciendo un corte inicial. Se revisó el contenido de los órganos verificando color, textura y tipo de contenido en el caso de que se presentara. (104,105)Se busco la presencia de parásitos en el estomago. Para conservar el contenido estomacal o intestinal se guardó en frascos de plástico con 10% de formol, para su análisis del intestino se tomó un segmento ligado y fijado en formol al 10. Se tomaron 10 g de alimento y 100 ml de líquido estomacal y de heces 1 g.(108)

Los cortes de intestino para pruebas de patología fueron de 2 cm. de largo. En el hígado se tomaron muestras de tres secciones diferentes y se hizo su inspección de color, forma y textura incluyendo la vesícula biliar; incidiendo los conductos en busca de parásitos y/o cálculos.(108)



El bazo y el páncreas se cortaron en pequeñas secciones para su fijación, o cuando el órgano no era mayor de 1cm entonces se fijo completo (108)

#### Aparato Genitourinario

La revisión del aparato se empezó con la disección del riñón tomando en cuenta el color, el tamaño, la textura, la forma y la localización. Se revisaron las glándulas, uréteres en su contenido tamaño y grosor y las gónadas (testículos y ovarios). Las muestras de riñón eran de 4 x 4 cm. o completo si es pequeño. Usando un fijador se conservaron en frascos para su transporte. (64,104,105,108)

#### Sistema Endocrino.

Se hizo la inspección de la glándula pituitaria, tiroides y adrenal.(104)

Por ser muy pequeños estos órganos se fijaron completos en formol al 10% para patología. (108)

#### El Sistema Nervioso Central.

Se retiró el cerebro con parte de la médula espinal. Los cortes de sistema nervioso se conservaron en formol. Las muestras de encéfalo se fijaron por cortes de 4 x 4 cm o completos cuando eran muy pequeños. (108)

#### Tejido muscular, y tejido óseo.

Se seccionaron pequeños cortes y se fijaron en formol al 10% o bien si el animal era pequeño se conservo uno de los miembros. En caso de septicemia se tomaron

muestras de sangre (10ml), hígado, pulmón, riñones, cerebro (cortes de 4x4cm).(65,104,108)

Una vez terminada la necropsia se limpió el área con abundante jabón y desinfectante (cloro blanqueador al 10%), de igual manera el instrumental de necropsias dejándolo en cloro por lo menos 8 horas. (65)

Todos los desechos de las necropsias se almacenaron en una bolsa y se enterraron junto con el cadáver a una profundidad de por lo menos 2 metros en áreas exclusivas para esto. (65)

Ver Formato 6 (Formato de Necropsia) Pág. 115

### 3.2 Toma y envío de muestras

Microbiología.(Bacteriología y virología)(108)	
Tejidos para muestra:	Consideraciones:
<ul style="list-style-type: none"><li>• Líquido cefalorraquídeo</li><li>• Líquido sinovial</li><li>• Contenido estomacal</li><li>• Lavado bronquial</li><li>• Huevos se tomó de la albúmina</li><li>• Cerebro</li><li>• Riñón</li><li>• Hígado</li><li>• Sangre</li><li>• Bazo</li><li>• Granulomas</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>• El área, y el instrumental debieron estar esterilizados.</li><li>• En cortes de 3 x 2 cm.</li><li>• Usar medios de transporte: Solución Salina Fisiológica, solución de Stuart o agua destilada y manteniéndose en refrigeración.</li><li>• Muestras sanguíneas para detección de VON se colectan en tubos vacutainer con heparina de litio, mandar 3 muestras para pruebas de ELISA y RT-PCR, en caso de tejido mandar muestras de hígado y bazo.</li><li>• Para la toma de sangre se obtuvo de la vena ventral caudal o bien por la vena yugular dorsal, tomando de 1-3 ml de sangre.</li></ul>

## Histología.(108)

### Tejidos para muestra:

- Tracto gastrointestinal
- Tracto gastrointestinal (muestras de 3cm de largo de esófago, varias muestras y de diferentes áreas del estomago, cortes de varias secciones de intestinos)
- Tracto respiratorio
- Pulmón ( se toma de varios lóbulos, incluyendo los bronquios)
- Corazón (corte de ambas mitades, incluyendo las válvulas)
- Hígado (muestrear 3 partes diferentes, incluyendo vesícula biliar)
- Bazo (cortes transversales)
- Páncreas (al menos de 2 áreas distintas)
- Glándulas adrenales (enteras realizándole un corte transversal)
- Riñón ( una muestras que incluya corteza y medula de cada uno)
- Vejiga urinaria (secciones transversales)
- Uréteres (trozos de 2cm)
- Tracto reproductivo ( útero cortes longitudinales del lumen de los cuernos y ovarios completos)
- Ojo
- Cerebro ( la mitad de forma longitudinal por línea media)
- Medula espinal (porciones cervicales, torácicas y lumbares)
- Diafragma y músculo esquelético ( muestras de los muslos)
- Costilla o fémur cortado longitudinalmente (la medula ósea debe estar expuesta para su fijación)
- Piel
- Neonatos de la cicatriz umbilical (incluyendo los tejido circundantes).

### Consideraciones:

- Muestras de 1 cm. de grosor de todos los órganos y tejidos con una porción normal y otra con lesiones.
- Conservar en envases con formol al 10%.

Serología.(108)	
<p>Tejidos para muestra:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Suero y sangre.</li> </ul>	<p>Consideraciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Colocar en tubos de ensaye y se mantuvieron en refrigeración.</li> <li>• Para la toma de sangre se obtuvo de la vena ventral caudal o bien por la vena yugular dorsal, obteniendo 1-3ml.</li> <li>• En el caso de animales recién muertos se obtiene del ventrículo derecho del corazón.</li> </ul>
Micología.(108)	
<p>Tejidos para muestra:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Raspados o bien una biopsia de piel.</li> </ul>	<p>Consideraciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Tomando la muestra de la periferia de la lesión o escamas completas.</li> <li>• El medio de transporte para la biopsia se usó formol al 10 % en frascos o bolsas de papel.</li> </ul>
Toxicología. (108)	
<p>Tejidos para muestra:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Cerebro</li> <li>• Riñón</li> <li>• Hígado</li> <li>• Sangre entera</li> <li>• Bazo</li> <li>• Tejido adiposo</li> <li>• Contenido estomacal.</li> </ul>	<p>Consideraciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Se colocó una mitad en papel aluminio y la otra en envases o bolsas de plástico.</li> <li>• Después de la colecta se mantuvieron en congelación hasta su envío al laboratorio.</li> </ul>

Parasitología.	
<p>Tejidos para muestra:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Heces</li> <li>• Sangre</li> <li>• Parásitos</li> </ul>	<p>Consideraciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Al menos 5g de heces y se fijaron en alcohol etílico al 70% y en formol al 10%.</li> <li>• Se conservaron en refrigeración en envases de plástico herméticos, no pasando de una semana de la toma.</li> <li>• Para hemoparásitos se hicieron frotis sanguíneos en portaobjetos.</li> <li>• Para los parásitos encontrados se fijaron por igual en alcohol al 70% y formol al 10%.</li> </ul>

Para la identificación de todas las muestras se rotularon con el nombre de la especie, número de identificación del animal, fecha y lugar de origen. (65,108)

#### **4. Programa de Rehabilitación**

A partir del deterioro del ambiente se han instrumentado una serie de medidas que intentan mantener, recuperar y aumentar poblaciones silvestres, así como disminuir las poblaciones que son perjudiciales para las especies nativas, dando origen a técnicas de manejo con fines de conservación.(109) Estas técnicas pueden estar relacionadas con el manejo del hábitat, o el manejo directo de las poblaciones a través de programas de introducción, reintroducción y traslocación. (110)

La rehabilitación se llevó a cabo en cocodrilos que ingresaron a la UMA por haber sido sometidos a prácticas de manejo y alimentación inadecuadas, ocasionando diferentes procesos patológicos en ellos, así como cocodrilos que son rescatados por contingencias ambientales y animales que son sacados por crear conflictos hombre-cocodrilo. Durante el ingreso temporal se llevaron a cabo procedimientos de toma de datos zomométricos, marcaje (en los casos en donde no se presentó marca), exámenes médicos y tratamientos en los cocodrilos que lo requirieron, llevando a cabo un registro de los animales rehabilitados y en su caso de aquellos que fueron reintroducidos a vida libre.(4) La evaluación de los animales busca la viabilidad de liberar inmediatamente el animal en el medio natural o la necesidad de su envío a los lugares alternativos de cautiverio.(111) La decisión dependió principalmente de la capacidad del individuo para sobrevivir al ser liberado inmediatamente y al riesgo que esta liberación o su movilización, pudo representar para el animal, el hombre, el hábitat y las poblaciones animales silvestres y domésticas en las áreas que pudieron estar influenciadas.(110,112) Los riesgos epidemiológicos y biológicos que puede desencadenar un animal a las poblaciones naturales, se refiere a la contaminación genética

de las poblaciones y al efecto invasivo que pudieran tener los animales liberados sobre el hábitat. (110,111)

La evaluación del riesgo epidemiológico que pudo representar el individuo se hace mediante: el examen clínico, control cuarentenario y análisis clínico. (112)

Rehabilitación física:

Se recibieron cocodrilos para su valoración médica completa y su estudio biológico. Se abrió una historia clínica individual, el examen clínico y la medición de índices fisiológicos. De manera terapéutica se llevaron a cabo los diferentes tratamientos, según el examen clínico, y se aplicaron los métodos de medicina preventiva como lo es la cuarentena, el aislamiento y la desparasitación. (111,112) Una vez que se realizó la toma de datos y la evaluación del cocodrilo se procede a la liberación inmediata o a la rehabilitación (para su posterior reubicación o liberación).(4) Finalmente se hace un seguimiento que constituye en evaluar constantemente el progreso médico del animal, y se controlan posibles problemas clínicos. Un aspecto que fue fundamental en la decisión y que definió en buena parte si el animal pudo ser liberado o no inmediatamente, fue el lugar de donde se capturo.(4) Los animales que fueron capturados cerca de su hábitat natural se considero como primera opción de destino la liberación inmediata.(111)

Algunos parámetros que sugirieron la oportunidad de sobrevivencia del animal en el lugar escogido fueron, estado de conservación y calidad (potencial para el sostenimiento de los individuos y magnitud de riesgo como contaminación, intoxicación o aislamiento), cercanía de asentamientos humanos, costumbres locales que favorezcan la caza o protección de la especie, presión de depredación local sobre el animal y reportes de avistamientos de la especie en la zona.(111) Se considero las condiciones ambientales como altura, temperatura y humedad en el lugar de liberación. Se tomaron en cuenta algunas enfermedades que se

presentan en determinadas condiciones climáticas por lo que fue importante evaluar la susceptibilidad del individuo que se libero, a éstas.(109) También fue importante considerar la época y el lugar de la liberación. Fue preferible hacer la liberación en los periodos donde había mas alimento para la especie en el lugar de liberación. (111)



## **RESULTADOS**

Durante el periodo de enero del 2005-2007 se atendieron un total de 92 animales de diferentes tallas, de los cuales 38 están de forma permanente en la UMA Reptilario Cipactli, 37 cocodrilos fueron recibidos por un caso de contingencia ambiental; (13 crías y 24 juveniles); finalmente 17 cocodrilos (adultos y juveniles) capturados para su reubicación en zonas de bajo riesgo. De acuerdo a lo estructurado en el Plan de Manejo Veterinario, se registraron en los diferentes formatos con las siguientes patologías y se tomaron las diferentes medidas de acción establecidas para la resolución de cada caso:

### **1. Programa de Medicina Preventiva**

#### **1.1 Instalaciones**

Se establecieron dos estanques para cumplir con la función de cuarentena con medidas de 9.32 m<sup>2</sup> con mayor capacidad utilizados para albergar hasta 30 crías en un albergue y hasta 12 juveniles de 60-90cm en el otro, consta con drenaje independiente, instalación eléctrica para la colocación de focos de 100 watts y calentadores de agua, con la misma proporción de tierra y agua. En los acuaterrarios que se albergo a los juveniles también se les puso focos de 100 watts y calentadores de agua en época invernal. En el caso de los cocodrilos adultos, se determinó un área específica donde establecer la cuarentena, separando a los animales que ingresaban a ella por medio de malla ciclónica y la elaboración de un estanque aparte, dentro del mismo acuaterrario. Se retiro malla borreguera que dividió un acuaterrario para juveniles, dado que ocasiono abrasiones en las patas de los cocodrilos. Se plantaron palmas para proporcionar sombra y se agrego arena de tipo arcillosa para

compactarla y evitar que se traguen la arena y piedras sueltas del acuaterrario. Figura. 9

Pág.125

## 1.2 Cuarentena

### A) Duración.

La duración de la cuarentena se determinó por medio de los resultados negativos de los exámenes parasitológicos, y la anamnesis del animal, no siendo mayor a 30 días. Se utilizó un sistema de tipo cerrado. Los albergues de cuarentena temporal funcionaron después como un acuaterrario fijo para estos animales. Ver cuadro 3.

Cuadro 3. Cronograma de Cuarentena.

Actividades.	1a Semana	2a Semana	3a Semana	4a Semana	5a Semana	6a Semana
Revisión física	*		*			*
Marcaje	*					
Análisis parasitológicos	* (±)		* (±)		-	
Desparasitación		×		×		
Análisis hematológicos	*					
Liberación o Introducción	□			□ □		□ □ □

- \* (±) × En el supuesto que resulte positivo se desparasita y se analiza otra vez hasta obtener un resultado negativo.
- En caso de que al ingresar cuenten con todos los exámenes requeridos y se hayan encontrado favorables.
- □ En caso que haya resultado negativo en alguno de los análisis iniciales y se tenga ya solucionado.
- □ □ En caso que no se cuenten con los análisis requeridos o bien hayan salido negativos en la segunda evaluación.

### B) Personal.

Las tareas de alimentación y limpieza se realizaron al finalizar las labores en los demás acuaterrarios, contando con equipo individual para cada tarea y utilizando cloro para su desinfección.

### C) Actividades durante la cuarentena.

De manera rutinaria se realizó chequeos bimensuales de los cocodrilos que ahí se albergaron, tomando zoometrías y revisiones médicas. Durante la cuarentena se realizó el marcaje permanente por medio del corte de escamas caudales, el examen físico general y la toma de datos particulares del animal para iniciar su expediente. Se efectuaron los exámenes clínicos de tipo obligatorio en animales recién llegados para su rehabilitación y en animales capturados para su reubicación a la vida silvestre. Las marcas para identificación utilizadas dentro del “Reptilario Cipactli” para esta especie, son mediante el corte de escamas dobles y simples caudales.

Donde el método de numeración identifica las escamas caudales (crestas) dobles derechas como unidades, hasta el número 9, las escamas caudales dobles izquierdas como decenas, hasta el número 90, numerando de la parte caudal a la cefálica o craneal. Las escamas simples caudales (crestas) son identificadas como centenas hasta el 900, numerando de la parte cefálica o craneal a la caudal. Otras características morfológicas que se toman en cuenta como parte del registro para cada organismo son, la identificación y conteo de las escamas nucales, dorsales y caudales, los datos obtenidos se combinan con el número del organismo, teniendo un registro irrepetible. Además, se toma una foto de identificación del vientre, esto último como la característica fenotípica única por organismo. Figura.10.

Pág.126

Casos clínicos desarrollados durante el periodo de cuarentena:

- Rehabilitación sugerente a desorden nutricional en 13 crías y 24 juveniles. Los cocodrilos fueron extraídos de un estero que se estaba secando por un fenómeno ambiental (casi 3 meses sin lluvias). Presentaron desgaste de masa muscular, pérdida de grasa corporal, piel reseca y con escoriaciones, deshidratación, pérdida

de piezas dentales, baja de peso y no presentaban conducta defensiva a pesar de ser animales silvestres. El tratamiento inicial fue con una dieta de reforzamiento con fuentes proteicas de pescado, hígado y suplementos vitamínicos vía oral, el alimento se licuo para poder darlo vía oral forzada dando lo equivalente al 5% de su peso corporal cada tercer día, ya que no se alimentaban por si solos. (Vit, B12 dosis ver cuadro II pág. 104-106). Figura. 11. Pág.127

- Se recibieron 6 crías con casos de escoliosis, sin presentar otra alteración específica, se observó una desviación de la columna a nivel de vértebras sacras y coccígeas, incoordinación, dificultad de movimiento para caminar y nadar. No se llevó a cabo ningún tratamiento. Figura.12. Pág.127
- Parasitosis en 22 juveniles (Se identificaron dos especies: *Dujardinascaris* spp. y *Sebekia* spp) como parte del proceso de cuarentena se desparasitaron los cocodrilos recibidos, se administró febendazol vía oral (ver cuadro I pág.102-103). A los tres días de administrados se realizó la colecta de heces para el análisis y dentro del estanque se colectaron los parásitos que fueron defecados. Figura 13. Pág.128
- Muerte sugerente a miopatía por captura, debida al estrés en un juvenil. Cocodrilo capturado en la calle, presentó debilidad para sostenerse, pupilas dilatadas, incoordinación y temores musculares, se recibió en la tarde y se encontró muerto a la mañana siguiente sin ninguna lesión. Se le realizó la necropsia.
- 3 casos sugerentes a hipotermia. Se encontraron en época invernal por las mañanas flotando en el estanque, comúnmente cuando las temperaturas descendían a menos de 18°C, incoordinación y dificultad al nadar y caminar, estomago abultado y pupilas dilatadas. Se atendieron corrigiendo la temperatura con la instalación de

focos de 100 watts y calentadores de agua en el estanque, manteniéndoles así cómodos y cálidos manteniendo temperaturas por arriba de 25°C hasta su recuperación. Figura 14-15. Pág.128

- Traumatismos. 2 casos presentados, cocodrilos juveniles que presentaron abrasiones en la piel de 0.5-1cm de longitud ocasionadas por peleas. Se les aplicó cicatrizante tópico y revisión de las heridas cada tercer día, además de proveer de una estricta higiene en sus albergues previniendo así infecciones bacterianas. Figura 16. Pág.130

Los cocodrilos que murieron durante el periodo de cuarentena, fueron sometidos a la necropsia correspondiente, determinando la causa de muerte y previniendo el desarrollo de más casos en otros animales y en el personal.

### 1.3 Subprograma de control de parásitos.

Se realizaron dos muestreos fecales para su análisis parasitológico, separadas cada toma por un período de 2 semanas, se realizó la técnica de flotación y sedimentación, además de técnica directa y se logró determinar la presencia de nemátodos gastrointestinales identificándose como *Dujardinascasis* spp, se suministro Febendazol. Se realizó un cronograma de desparasitación en base a los resultados de los exámenes elaborados. Ver cuadro 4.

Cuadro 4. Cronograma de Desparasitación.

- Técnica de flotación, técnica de sedimentación y técnica directa.
- Análisis bimensuales con 2 muestreos fecales con un intervalo de separación de una semana.

Año/Mes	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
2005							+	+	-	/		/
2006		/		/		/		/		/		/
2007		/		/		/		/		/		/

#### **1.4 Alimentación**

En cocodrilos crías y juveniles.

Dentro del Reptilario Cipactli, las proporciones de alimento suministrado fueron de acuerdo al peso corporal del cocodrilo, siendo para crías del 20 al 26 %, pero en los primeros cinco meses de vida pudieron consumir hasta el 30% de su peso. En cocodrilos juveniles el peso consumido de alimento oscilo entre del 12 al 15% del peso corporal.

El alimento se suministro en un comedero que fue hecho con una tabla de madera de 1 x 0.30 m, en acuaterrarios que no cuentan con un comedero de cemento junto al estanque.

Figura 17. Pág.130

Durante los primeros cinco meses de vida del cocodrilo, se proporciono molido en pequeñas albóndigas, a partir del quinto mes se suministro en trozos de tamaños proporcionales al hocico del cocodrilo.

El alimento fue pescado marino de varios tipos como lisa, jurel, barrilete, o en determinadas ocasiones se empleo arenque noruego.

Dependiendo de la época del año se manejaron diferentes tipos de carnes (res, pollo y pescado) en cocodrilos juveniles, ya que las carnes de ave resultaron ser apetitosas para los cocodrilos durante la temporada fría, y el pescado es aceptado de mejor forma durante el verano.

Para los cocodrilos adultos la cantidad de alimento consumido fue el equivalente al 11% de su peso corporal. Debido a su actividad fisiológica, sólo se alimentaron una vez por semana, el suministro consto de pescado y pollo completos, embriones de res y desechos de carne del rastro, todo esto en buen estado de conservación.

El suministro de alimento se hizo directamente en el agua, los cocodrilos adultos se acercaron lo suficiente para alimentarlos de uno en uno, en caso de mostrar desconfianza se les dejó el alimento en el acuaterrario en lugares establecidos, y ellos lo ingirieron posteriormente. Ver Figura 18-19. Pág.131

En el estanque se tuvo sembrados peces del género *Tilapia* sp. y camarón de río (*Macrobrachium tenellum*), estos sirvieron de complemento alimenticio para la dieta de adultos.

#### 1.5 Manejo Genético y Reproductivo.

Para un mejor manejo reproductivo y genético de una población, es necesario contar con un sistema de marcaje eficiente, además de un sistema de inventario, registros y expedientes individuales adecuados. A nivel mundial, se encuentra disponible un programa llamado “The Animal Records Keeping System (ARKS4)” que es un software usado para recopilar los registros de las instituciones, disponible en la página <http://www.isis.org/CMSHOME> del International Species Information System (ISIS) que es un sitio web que trabaja una base de datos a nivel mundial, donde se brindan varios programas para el manejo de la información y expedientes de las colecciones animales en cautiverio. Próximamente este sistema será actualizado y sustituido por el ZIMS (Zoological Information Management System). En México se encuentra en construcción un software para el manejo de archivos individuales de animales de zoológico de la empresa Software Factory and TI Solutions, llamado AnimazooNet, que a futuro pudiera ser una opción que facilite la adquisición y el uso de este tipo de programas en México para apoyar la administración de la información contenida en los expedientes de cada ejemplar y de las colecciones de animales silvestres en cautiverio. Estos programas y sistemas pueden ser usados para realizar un registro

individualizado adecuado de los ejemplares de la UMA en apoyo a un mejor manejo genético y reproductivo de la población cautiva.

## **2. Programa de Terapéutica**

Dentro de la parte clínica del programa se atendieron varios casos dentro de la UMA, así como casos de animales silvestres que se sometieron a una evaluación clínica y rehabilitación.

Los casos presentados fueron:

- Enfermedades de tipo infeccioso:

Casos sugerentes a bacterias (*Pseudomonas* spp, *Proteus* spp, *Streptococcus* spp):

Cocodrilo adulto que presento abrasiones por mordidas de otros cocodrilos de 1-5cm de largo en la cola y los miembros anteriores, se le administro dexametasona como desinflamatorio cada tercer día por 2 semanas y como antibiótico con Enrofloxacin via IM y cicatrizantes tópicos. (Ver cuadro I) Pág.102-103

Casos sugerentes a micosis (*Candida albicans*, *Aspergillus* spp): Crías de 1 mes de edad que se albergaron en una caja plástica de tapa cerrada con arena húmeda, la ventilación provenía de pequeños orificios a los lados de la caja. Se observaron pequeñas manchas circulares de 0.3mm de diámetro de color blanquecino-amarillento en los miembros posteriores y anteriores. Se utilizó griseofulvina via oral (dosis ver cuadro I pag.102-103), se cambio la arena, a la caja se le hicieron más orificios de ventilación, se les proporciono en agua con acriflavina y sal de grano cada tercer día. Figura 20. Pág.132



Parasitarias (*Dujardinascaris* spp) Se encontraron durante la limpieza en el fondo del estanque 4 nematodos adultos. El desparasitante usado en este caso fue Febendazol (ver cuadro I). Pág.102-103

Papiloma epitelial: Cocodrilo juvenil que presento lesiones de tipo papilomatosas circulares y ligeramente elevadas distribuidas en el cuerpo de 9 x 5mm de diámetro. Al análisis histopatológico se reportó como una hiperplasia papilomatosa del epitelio, con espongiosis marcada, hiperqueratosis y leves focos de inflamación heterofilica. Se controlaron estrictamente las medidas de higiene, haciendo recambios de agua cada tercer día, se le cambio de acuaterrario. Figura 21. Pág.132

- Enfermedades nutricionales: se atendieron casos sugerentes a un desorden nutricional, cocodrilos juveniles que presentaron baja de peso, piezas dentales débiles, decoloradas y faltantes, piel deshidratada, con laceraciones, perdida de falanges de miembros anteriores, ojos hundidos y ataxia. Se corrigió con la aplicación de un multivitamínico IM en una dosis única (ver cuadro I pág102-103) así como corrección de la dieta, suministrando un alimento fresco, alto en proteína (hígado de res y pescado) dando en pequeños trozos y en poca cantidad dos veces por semana. En animales que presentaron inapetencia se dio alimentación forzada utilizando una sonda esofágica de 0.3-0.5mm de diámetro, se licuo el alimento suministrando el 5% del peso corporal, después de la segunda toma se alimentaron solos. Figura 22. Pág.133
- Malformaciones: Se presentó un caso de deformación con diagnostico presuntivo a ser una maxilofacial de tipo congénita, en una cría de 1 año de edad colectada de un estero. Presentó la mandíbula inferior desviada a la derecha, quedando asimétrica en

relación con la mandíbula superior. Se evaluó la extensión del daño por medio de exámenes radiológicos, descartando alguna enfermedad metabólica de hueso o traumatismos como causa de origen. No se realizó tratamiento. Figura 23. Pág.133

- Casos sugerentes a enfermedades metabólicas (hipoglucemia y gota articular): En estos casos se corrigió el origen. Hipoglucemia, se presentó después de un manejo, cocodrilos que presentaron debilidad, incoordinación y dilatación pupilar después de ser capturados. La recomendación es dejar a los animales tranquilos y en el caso de ser muy pequeños se colocaron en cajas plásticas con agua tibia mezclada con 2 cucharadas de azúcar, el agua no debe cubrir por completo al cocodrilo. En el caso de gota articular se relaciona a bajas temperaturas y problemas en el acuaterrario, ya que presentaron inflamación de miembros anteriores y posteriores sin movimiento de los mismos y dificultad al moverse. Se modificaron las instalaciones, se colocaron 3 focos de 100watts y calentadores de agua y se modificó la dieta, se proporcionó únicamente pescado. Figura 24. Pág.134
- Enfermedades sugerentes a problemas ambientales (hipotermia): Se encontró asociado a temperaturas menores de 20°C durante el invierno, siendo las crías las más afectadas y posterior a la alimentación, ocasionando timpanismo por la acumulación de gases generados por la descomposición del alimento ingerido. Los signos observados en estos casos fueron letargia, apatía, incoordinación, abdomen distendido, flotación de lado, inmovilidad y en algunos casos temblores. Como tratamiento se hicieron algunos lavados gástricos para sacar el contenido en descomposición vía sonda esofágica, con solución salina fisiológica tibia para hacerlos vomitar, los cocodrilos enfermos se aislaron hasta su recuperación. Para

corregir el problema en el acuaterrario se adaptaron focos ambientales de 100 watts y termostatos para mantener una temperatura confortable.

- Casos sugerentes a geofagia: se presentó en animales jóvenes, en su mayoría crías y se vio asociado al tipo de sustrato en el que se encontraban, el cual en su mayoría se componía de tierra y pequeñas piedras. Los signos observados fueron inmovilidad, abdomen abultado, dificultad para nadar o nado de lado y a la palpación se sentían las rocas y arena en el área del abdomen. Se presentaron algunos decesos por esta causa, el tratamiento se realizó sondeando a los animales que se encontraron con el problema para sacar todo el material ingerido y cambiando el sustrato del acuaterrario por tierra compacta y pasto. Figura 25. Pág.134-135
- Blefaritis (relacionadas a problemas de higiene): Se presentaron con descargas serosas oculares así como opacidad de la cornea de uno o ambos ojos y blefaritis. Se corrigió mejorando las medidas de higiene, realizando la limpieza de estanques dos veces por semana, usualmente un día después de la alimentación. Se uso cloro como desinfectante a una dilución de 300ppm para eliminación de bacterias y recambios constantes del agua. Figura 26. Pág.135
- Traumatismos (Problemas en patas, laceraciones en piel por peleas y fracturas de falanges): se presento en cocodrilos juveniles con abrasiones de 2-5cm en patas por peleas y por la instalación de una malla borreguera que lacero las patas de los cocodrilos. Estos casos fueron corregidos mediante curación local de la herida haciendo uso de cicatrizantes tópicos (violeta de genciana y carbamida), limpieza constante de la herida con soluciones iodadas, Dexametasona IM (ver cuadro II pág. 104-106), Enrofloxacin IM (ver cuadro I pág. 102-104) y para cirugías menores en

patas se utilizó lidocaína (ver cuadro II pág. 104-106), suturas Catgut de 2-0 y manteniendo cuidado en las medidas de higiene y uso de cicatrizantes tópicos. Figura 27-29. Pág.136-137

### **3. Programa de Patología**

#### 3.1 Método de Necropsia.

Se realizaron 21 necropsias empezando así la recopilación de datos para el archivo de patología. Para la realización de las necropsias se adaptó un área específica. Se contó con una mesa de acero inoxidable, la cual fue recubierta con bolsas de plástico y papel para facilitar su limpieza, guantes de hule, mandil de plástico, estuche de disección y varios recipientes de diferentes tamaños para la toma de muestras; así como equipo de limpieza para el lavado y desinfección previa y posterior del área utilizada para dicha labor.

- Muerte sugerente a miopatía por captura: En un cocodrilo juvenil. Al realizar la necropsia se encontraron abrasiones en piel, palidez de músculos pectorales y abdominales y no se encontraron lesiones en órganos internos, la causa de muerte se sugirió como una miopatía por captura causada por estrés durante la captura. Figura 30. Pág.138
- Muerte sugerente a geofagia: 5 crías y 1 juvenil. Se encontraron flotando en el estanque.

Hallazgos a la necropsia. Se observó a la inspección general un abultamiento en el área abdominal, a la palpación se sintió material arenoso en el área estomacal. A la necropsia se encontraron varias piedras, insectos, pescado, agua y arena. Se observó alimento en avanzado estado de descomposición en el estomago, distensión

abdominal por acumulo de gases, se encontraron piedras de 1-2cm de diámetros y arenilla que se encontraba ocupando el área intestinal. En el caso de las 5 crías su peso promedio fue de 255.8g y los gastrolitos pesaban en promedio 3.32g representando el 1.29% del peso corporal.

El juvenil se encontró flotando en el estanque, a la inspección se observó el abdomen aumentado de volumen, la necropsia se realizó a las 2 horas de muerto.

Los hallazgos a la necropsia fueron: los vasos sanguíneos de la serosa se observaron congestionados, al abrir el estomago se contaron 30 piedras de 1-3 cm. de diámetro, ocupando la mitad de la cavidad abdominal, al retirar las piedras se observaron varias petequias en mucosa gástrica, probablemente por la fricción que realizaban sobre la mucosa gástrica. En el primer tercio del intestino se notó un cambio de coloración en la mucosa y serosa de rosa a color negro que podría tratarse de necrosis por isquemia por la compresión. Dentro del duodeno se hallaron piedras y arena. Figura 31-33. Pág.138-139

- Muerte sugerente a caquexia y deshidratación: Se realizaron 3 necropsias en cocodrilos juveniles. Se observó una descamación severa en piel, abrasiones a lo largo del cuerpo, pérdidas de piezas dentales, piel deshidratada y reseca, ausencia de depósitos grasos de cola y cuello, atrofia de tejido muscular corporal e hígado pálido. Figura 34. Pág.140
- Necropsias de 5 crías muertas sugerente a hipotermia. Fueron encontrados en las mañanas en temporada invernal, cuando la temperatura era menor a 18°C, los cadáveres se ubicaron en el agua con el abdomen abultado y otros casos estaban en tierra. Hallazgos a la necropsia: la necropsia se realizó a las 12horas de muerto. Se

observó resequedad en piel, en algunos se encontró el abdomen distendido por gas y sin cambios aparentes en otros órganos.

- Traumatismo: Se realizó en un cocodrilo adulto de 1.75m, encontrado en una carretera muerto, después de haber sido atropellado; el cadáver fue remitido a la UMA. A la necropsia se observaron laceraciones cutáneas en todo el cuerpo, hematomas en la piel y músculos abdominales, en extremidad trasera derecha y en área lumbar, fractura de 6ª y 7ª costilla de lado izquierdo, hemotórax asociado a la perforación del pulmón izquierdo, coágulos en esófago, fractura en la gastralia de 2 y 3ª costilla abdominal de lado derecho, fractura de tibia izquierda, dislocación de articulación escapulo-humeral izquierda, dislocación de la articulación coxo-femoral izquierda.
- Muerte sugerente a un proceso bacteriano. Macho adulto mantenido en cautiverio, se albergaba con otros 4 machos y una hembra, había presentado varias lesiones en años anteriores por peleas con el macho dominante en la época reproductiva, observándose inflamación de miembros anteriores y laceraciones de 3-5 cm. de largo en piel por mordeduras en distintas partes del cuerpo que ya las presentaba con anterioridad. Pasado un mes de anorexia y apatía se elaboró un tratamiento a base de antibiótico (enrofloxacina) y desinflamatorio (dexametasona), así como curaciones locales con violeta de genciana en las heridas cutáneas, posteriormente se le administraron vitaminas del complejo B IM., a los 4 días se presenta la muerte del animal. La necropsia se realizó a las 2 horas de muerto. Figuras 35. Pág.140

Hallazgos a la necropsia. Se encontraron abrasiones asociadas a traumatismos en piel, perforaciones asociadas a mordidas de 1-5 cm. de largo con una profundidad de 1-2 cm. con salida de material líquido de color verdoso, fracturas en osteodermos dorsales y piel reseca. A nivel de vértebras coccígeas, en la piel presentó pérdida de las últimas 10 vértebras con presencia de perforaciones de 2 x 1 cm. Se observó pérdida de escamas con salida de material café verdoso denso. Miembros anteriores y posteriores presentaron aumento de volumen, al incidir la piel se observó salida de moderada cantidad de material café denso del tejido muscular de los miembros anteriores. En los miembros posteriores se observó al incidir la piel hematomas en tejido muscular. En pulmones se hizo un corte longitudinal observándose un área de necrosis en pulmón izquierdo. En la superficie de corte se aprecia un material granular de color café verdoso, de consistencia blanda de 2-3 cm. con un área de hemorragia que mide 1-2 cm. Diagnóstico presuntivo. Neumonía necrótica asociada a *Pseudomona* spp., *Proteus* spp, *Streptococcus* spp. identificados en pruebas de laboratorio.

Estómago: se observó en mucosa hiperplasia de tejido linfoide y hemorragias equimóticas. En intestino se observó la mucosa con hemorragias en su fusión y equimosis.

Vesícula biliar: la pared se encontró ligeramente engrosada. Riñón: se hizo un corte longitudinal y se apreciaron 5 cálculos de color amarillo de 0.2cm y la presencia de un material denso, áreas blandas de color blanco de 1cm de diámetro. También se observó la salida de un material líquido blanco amarillento. Se tomó muestra para histopatología y al aislamiento se identificaron: *Pseudomonas* spp., *Proteus* spp. y

*Streptococcus* spp. Testículos, hígado y páncreas sin cambios patológicos aparentes.

Figura 36-41. Pág.141-144

Al finalizar las necropsias se limpio el área utilizada y se desinfectó con agua clorada y jabón; los desechos de la necropsia se enterraron en una fosa en el área trasera del Reptilario. Figura 42. Pág.144

### 3.2 Toma y envío de muestras.

Para la colecta de muestras se contó con frascos de diferentes tamaños y volúmenes así como tubos de ensaye para colecta de sangre y jeringas de 3ml con agujas de calibre 18. Se siguió la metodología descrita para la toma y envío de muestras de los órganos más representativos de cada lesión.

Toma de muestras sanguíneas.

Las muestras de sangre para cocodrilos adultos se hicieron por venopunción directamente del seno venoso craneal dorsal. Para tomar la muestra se utilizó una solución iodada para desinfectar el área de punción, localizada detrás de la articulación occipital sobre línea media.

Se realizó la toma de sangre de 5 cocodrilos adultos mayores de 2 m para su análisis (hemograma y bioquímica sanguínea). La sangre se colectó en tubos Vacutainer con y sin anticoagulante (EDTA) conteniendo de 2-3ml de sangre cada tubo, ambas muestras del mismo cocodrilo; para los resultados de glucosa fue necesario mandarlos al laboratorio antes de pasar las 3 horas de tomada la muestra. Para su transporte y almacenamiento se mantuvieron en refrigeración por medio de una hielera. Los análisis fueron mandados a un laboratorio de patología clínica de medicina humana, se informó la especie animal a la que



pertenecía la muestra. La mayoría de las muestras se trabajaron el mismo día en que fueron tomadas. Todas llevaban datos del animal, del día y hora de ser tomadas así como datos del lugar de donde fueron obtenidas. Figuras 43. Pág.145

Toma de muestras de tejidos.

Los tejidos obtenidos de la necropsia fueron conservados en formol al 10%, tomando solo una parte representativa del tejido muestreado y en donde se percibieron lesiones se tomo la parte afectada y parte de tejido sano, depositándose en frascos de plástico estériles con identificación del tejido contenido y datos del animal, así como la fecha de cuando fue tomada. En su mayoría se trabajó con muestras de hígado e intestinos. Las muestras fueron remitidas a un laboratorio de patología clínica para su estudio.

Toma de muestras parasitológicas.

Las muestras que se obtuvieron durante las necropsias y los parásitos se conservaron en formol al 10% y etanol caliente al 70% en frascos de plástico, una semana después de colectada y trabajada la muestra, se fijó en una solución de lactofenol para aclarar los tejidos y hacer más fácil su identificación y sexado al microscopio. Figura 44. Pág.146

Se encontraron 4 especímenes adultos de parásitos pulmonares, 2 hembras y 2 machos. Por sus características morfológicas se identificaron como de la Familia Pentastomida: Sebekidae del género *Sebekia* spp. Figura 45 y 46. Pág.146-147

También se colectaron y fijaron huevos encapsulados de parásitos pulmonares al microscopio con lente 10x, obteniéndose las siguientes medidas: largo promedio 80.16 $\mu$  y ancho promedio 70.92 $\mu$  del huevo sin capsula. Huevo con capsula se obtuvo un diámetro promedio de 147.88  $\mu$ . Figura 47. Pág.148

Se identificaron nemátodos de la familia Ascarididae del género *Dujardinascaris* spp; de estos especímenes se determinaron 7 hembras y 5 machos. Figura 48 y 49. Pág.148-150

Las heces se colectaron con bolsas plásticas y frascos, posteriormente se guardaron en refrigeración cuando no fue posible trabajar con ellas de inmediato sin dejar pasar una semana de almacenamiento. Las muestras fecales se conservaron en formol bufferado al 10%.

#### **4. Programa de Rehabilitación**

##### Rehabilitación para reintroducción a largo plazo.

Se atendieron 37 cocodrilos. De ellos 24 se clasificaron como juveniles, llegando a la UMA en un severo estado de desnutrición y deshidratación, fueron sacados de su hábitat debido a un problema de contingencia ambiental. A su arribo se les marco, se elaboró una ficha médica, historia clínica y de registro. Se les hizo un examen físico general, se elaboró una dieta especial para su alimentación basándose principalmente en pescado, hígado de res y vitaminas del complejo B elaborando una suspensión con los ingredientes y administrándose vía oral, siendo las primeras tomas se administraron paulatinamente y forzadamente. A la semana de ser recibidos se elaboró un plan de desparasitación utilizando febendazol (ver cuadro 1 Pág.102-103). Se ubicaron en dos acuaterrarios especiales durante su proceso de cuarentena y rehabilitación. Estos encierros fueron adaptados. Figura 50. Pág.151

Se recibieron por igual 13 crías de las cuales 6 presentaban escoliosis aparente.

### Rehabilitación para reubicación y/o liberación inmediata.

Se atendieron 17 cocodrilos entre pre-adultos y adultos. Estos animales llegaron por el programa de atención al conflicto hombre-cocodrilo como apoyo a las autoridades municipales para la captura movilización y reubicación de cocodrilos “problema”. Al ingresar se les realizó un chequeo médico general, se revisó si estaban marcados y en caso de no estarlo se realizó el marcaje correspondiente por corte de escamas caudales. Se hizo seguimiento de su expediente o bien en su caso de carecer se abrió uno nuevo y se tomaron las medidas zoológicas. Una vez que se hicieron todos los chequeos y se tomaron todos los datos, se determinó que el estado de salud era favorable y se procedió a liberar. Figura 51-52. Pág.152

## DISCUSIÓN

Para poder determinar el estado de salud de un animal hay que tener en cuenta las características físicas, fisiológicas y etológicas normales de la especie, para poder distinguir de las anormales. Conocer las limitaciones médicas que se puedan presentar tanto para la especie, así como del lugar o institución en el que nos encontramos.

### 1. Programa de Medicina Preventiva

Junge R.A., *et al.*(2002) En su estudio manejan un período de cuarentena de 30-40 días mínimo, con personal asignado específicamente para esta área, desinfección de los utensilios para la alimentación y los de limpieza de uso exclusivo en los terrarios, de esta manera se evitara la dispersión de la enfermedad, separación de individuos enfermos evitando así el contacto entre individuos sanos de los enfermos y la transmisión de enfermedades por fómites.

Por otro lado Nassar F. y Pereira V.(2002) sugiere un periodo de 7 días desde su arribo hasta su examen clínico, 40 días en aislamiento y 40 días más en cuarentena en el caso de los reptiles esto para cuando se cuenta un diseño de instalaciones con barreras por módulos. El área de cuarentena debe estar aislada del resto de los animales. Las instalaciones deben de tener capacidad para tener un sitio de cuarentena y con flexibilidad para poder albergar varias especies. La limpieza debe ser lo más fácil posible y no debe provocar estrés a los animales ahí albergados. El drenaje de las jaulas debe ser rápido y no debe contaminar las jaulas aledañas. Debe contar con buena ventilación para reducir el riesgo de diseminación de patógenos. Es preferible tener 100% aire puro proporcionado por un sistema de ventilación que recircular el aire del lugar como recomienda Flanagan.(1992) (20)

Aguilar R.(2003) menciona que el número de animales encerrados en cuarentena debe ser de acuerdo a la capacidad de carga del encierro. Mientras que Lowenstine(1999) recomienda el aislamiento de animales debe considerar grupos taxonómicos similares o igualmente susceptibles a enfermedades. Los exámenes clínicos mínimos por realizar son: físico general, hemograma, bioquímico y serológico y en caso de ser necesaria la necropsia. Una vez terminada la cuarentena es necesario realizar un chequeo anual. (15,18,20,21,29)

Para el Reptilario Cipactli se realizó un ajuste en las instalaciones de los albergues de exhibición, al carecer de encierros se ajustó un acuaterrario específico para que cumpliera la función de un espacio de cuarentena aislado tomando en cuenta la ubicación del lugar, separado de las crías y juveniles que son las etapas más susceptibles a enfermarse, así como el tipo de instalaciones con mayor ventilación y desagüe independiente como recomienda Bolton(1994).

No se cuentan con las instalaciones y en la región con los laboratorios especializados por lo que se estableció que los análisis bioquímicos y hematológicos se realizaran sólo para animales sospechosos de alguna patología de tipo sistémica o con registros de enfermedad recurrente y para todos los animales adultos, para obtener un archivo clínico eficiente y actualizado. El periodo que se maneja para cuarentena de manera eficaz fue de 30 días.(15) Las necropsias se llevaron a cabo en animales que no presentaran un estado avanzado de descomposición. Se pudieron coleccionar datos importantes sobre las causas de muerte de los animales durante la necropsia, la identificación de lesiones fue determinante para los diagnósticos, algunas muestras obtenidas durante la necropsia fueron remitidas a un laboratorio de medicina humana ya que no hay laboratorios de especialidad en medicina veterinaria, para cultivos bacteriológicos con antibiograma y para histopatología.

Para el examen físico de los cocodrilos fue por medio de sujeción física con las manos, amarrándoles el hocico a los menores de 1.20 m y para animales de mayor tamaño se realizó con sujeción física apoyados con cuerdas, amarrándoles el hocico y cubriéndoles la cabeza con una tela usado como barrera visual para aminorar el estrés, mientras se inspección de la superficie corporal y no fue necesario el uso de tranquilizantes para animales agresivos o de gran tamaño como se recomienda en otros protocolos.(10,24,89,91) Algunos fármacos representan un riesgo por ser de lenta respuesta en este tipo de animales, además de ser de eliminación lenta.(96) Otra gran desventaja del uso de anestésicos es el alto volumen con el que se debiera manejar algunos de ellos, por ejemplo Mark Lynn(1999) menciona que el uso de narcóticos (oximorfina y etorfina) es poco recomendado ya que se usa en alto volumen como dosis de inducción, ser de alto riesgo para la salud humana y ser de alto costo.(95,97) Sumado a esto también menciona los prolongados tiempos de recuperación (que llegan a ser de horas) en el caso de aquellos que no cuentan con fármacos que reviertan su efecto.(96) Cabe mencionar que para efecto de captura en vida silvestre sería poco práctico el uso y aplicación de los mismos por lo antes mencionado y tomando en cuenta que anatómicamente la piel de los cocodrilos adultos son una barrera a considerar para el uso de dardos. (99) También se deberá tomar en cuenta que los periodos de apnea que presentan los cocodrilos son prolongados y sedar al animal resulta demorado y estresante tal y como describe Liliana Rojas en el protocolo de anestesia para reptiles(2002).

### **Manejo durante la cuarentena.**

Miller R.E.(1999), consideró un control parasitario efectivo cuando se obtenían dos resultados negativos espaciados por un mínimo de 2 semanas, al inicio de la cuarentena o

después del tratamiento. De ser posible tomar muestras de sangre manteniéndose a temperaturas de 4°C.

Animales parasitados se deben tratar con antiparasitantes agresivos una vez detectado el problema, este procedimiento probablemente debilitará mas al animal ya estresado, dejando pocas probabilidades de que se cure con un tratamiento inmediato. (20)

Para el tratamiento de desparasitación se recogieron y analizaron por lo menos dos veces al mes muestras fecales representativas de los individuos alojados. Finalizando la cuarentena con la obtención de dos resultados negativos, una mejoría en estado físico del animal como aumento de talla y peso y volviendo a su comportamiento habitual.(15)

Como medidas de control se sugiere desinfectar el material de limpieza, control de la temperatura, disminuir los factores de estrés, administrar dieta y manejo adecuado y condiciones de higiene general son factores importantes que se deben considerar para disminuir el riesgo de presentación de enfermedades (14,15,20).

Hernández, D.S.(2001), menciona las consideraciones anatómicas para la toma de rayos X. Las severas diferencias anatómicas dificultan la obtención de radiografías de alta calidad de buen contraste y detalladas en los reptiles.(46) El tamaño pequeño de algunos reptiles junto con la carencia de los difusos cuerpos grasos, a menudo producen imágenes de pobre contraste. También la presencia de escamas altamente keratinizadas y gruesas y de osteodermos pueden impedir severamente la emisión de rayos x, necesitando un gran poder y resultando subsecuentemente en la perdida de detalles de tejidos suaves y finos. (20,21)

Sin embargo, en la UMA Reptilario Cipactli se realizaron algunos diagnósticos utilizando los rayos x como herramienta diagnostica obteniendo buenos resultados, como lo fue para la localización y búsqueda de cuerpos extraños, en malformaciones y fracturas (2000).

Se tenía establecido un programa de limpieza que abarcaba sólo a las crías y juveniles, se tomaban temperaturas del agua y del ambiente durante las horas de alimentación, en invierno las temperaturas ambientales disminuyen por lo cual, se adaptaron focos de 100 watts y calentadores de agua. La limpieza de los albergues se realizaba al día siguiente de la alimentación. El material utilizado para proveer el alimento eran tablas de madera de 100 cm x 50cm, ya que era el material disponible en el área para realizar esta tarea; para su desinfección se usaba cloro y jabón de manera abundante, tal como lo sugiere Fernando Nassar para el uso de comederos móviles(2002). Se alimentaban 2 veces por semana intercalándose las nuevas medidas de higiene establecidas como era el uso de material específico para cada albergue, controlándose así dos de los puntos más importantes en la salud animal. Los factores causantes de estrés que se presentaron de manera rutinaria fueron la sobrepoblación en los acuaterrarios, pero debido a que no hay espacio en las instalaciones los cocodrilos son separados por tallas, dejando a los animales grandes juntos y en mayor concentración, como lo menciona Bolton en la guía FAO(1994) para la explotación del cocodrilo en cautividad, obteniendo así un mejor resultado ya que se disminuye las lesiones en los cocodrilos pequeños y presentando mayor resistencia los cocodrilos de mayor tamaño a las condiciones de alta densidad. Se fue disminuyendo el manejo y contacto con los animales para reducir factores estresantes. El manejo se limitó a las mediciones bimensuales en animales juveniles y crías siendo esta una actividad rutinaria del centro. Para el control de la dieta esta fue elaborada para los animales pequeños y está conformada únicamente de pescado el cual es proporcionado 2 veces por semana. Para los animales adultos no se requirió de la limpieza del acuaterrario por su diseño seminatural, sin embargo por el alto nivel de resistencia que presentan los cocodrilos adultos no es necesario considerar un control de higiene constante, no obstante se hacían labores de poda



dentro del mismo cada 4 meses. En el caso particular de un adulto que se mantenía separado en otro acuaterrario artificial, si era necesaria la limpieza quincenal del estanque con cloro y recambios de agua semanales posterior al día de alimentación y retirándose los sobrantes de comida. En cuanto a su alimentación se proporcionaba semanalmente, el tipo de alimento dependía de la disponibilidad del mismo debido a que es abastecido por una cooperativa pesquera, rastro municipal y el delfinario Vallarta Adventure. La mayoría de las veces era a base de pescado, vísceras, fetos de res y en ocasiones de pollo, dado de manera variada y sin ser gradual, debido a que es crudo los animales no presentaban ninguna afección.

Manejo genético.

Desde 1980, La Estrategia Mundial para la Conservación, propuso la necesidad de mantener los procesos ecológicos esenciales junto con los sistemas que actúan como base para la vida y la preservación de la diversidad genética, asegurando el uso tanto de los ecosistemas como de las especies dentro de los esquemas de sustentabilidad. En este sentido el Reptilario Cipactli tiene como objetivo la reproducción y obtención de crías de cocodrilo con el fin de liberarlos a futuro, para mantener saludables las poblaciones silvestres de cocodrilos, sin embargo se toma en cuenta que es posible la problemática de la endogamia.

Escobedo Galván(2004) menciona que para que una población pueda sobrevivir sin experimentar depresión endogámica, “inbreeding”, en el corto plazo, se requiere de al menos 500 individuos. En poblaciones donde hay un flujo de zonas territoriales, existiría también un flujo genético gracias a las migraciones de individuos entre ambas poblaciones. En poblaciones reproductivas pequeñas, el bajo número de la progenie puede llevar a una reducción en la variabilidad genética (113). Una alternativa para reducir la endogamia, sería

reintroducir individuos provenientes de distintas poblaciones parentales. Sin embargo, en algunos casos esta práctica conlleva a una reducción en la fertilidad de sus descendientes según menciona Escobedo Galván (2004). A la fecha y con el fin de evitar esta situación en el Reptilario Cipactli se pensó en la obtención de hembras de diferentes regiones y UMAS. Sin embargo habrá que determinar si el interés es conservar a nivel de población local o a nivel de especie.

### **Subprograma de desparasitación.**

Para establecer el programa de desparasitación se llevaron a cabo las técnicas de flotación y sedimentación, no fue necesaria la implementación de otras técnicas como centrifugación, técnica de Baermann's o tinción especial (49). Para el caso particular de los animales que estaban en cuarentena se toma de las muestras se realizaban cada dos semanas y de aquí se pudo realizar el programa y cronograma de desparasitación. (18,20) Las dosis de los tratamientos se hicieron con base en la literatura y al medicamento que se podía obtener en la farmacia. El protocolo de cuarentena de la AZA menciona como técnicas de diagnóstico para parásitos la técnica directa y técnica de flotación de heces (2002).

El manejo de fármacos se tuvo que adaptar y se decidió hacer un tratamiento vía oral administrándolo en el alimento en el caso de juveniles y crías, pues el manejo de los animales individualmente no es práctico cuando se tiene un gran número de estos. Esta vía permitía un acceso más fácil del tratamiento a los animales, pero aumentando el riesgo de subdosis y sobre dosis. En los animales adultos es más fácil proporcionarlo en el alimento suministrando la dosis calculada según el peso de cada individuo.(10)

Flanagan J.P.(1992), recomienda dar un tratamiento individual para evitar una dosificación baja a los individuos que consumen alimento medicado de un plato común de alimento.

Tomándose 3 resultados negativos de diferentes muestras fecales obtenidas durante los treinta días de cuarentena.

### **3. Programa de Terapéutica.**

Los parásitos en cambio pueden estar presentes sin ser dañinos para el individuo a menos que presente inmunodepresión, de tal manera que hay que clasificar el tipo y cantidad de parásitos que se encuentren. Las enfermedades virales se presentan de forma secundaria cuando hay presentes factores desencadenantes, como otras patologías que desarrollen una baja inmunidad esté en el animal y su tratamiento depende de controlar estas infecciones.(37) Los signos clínicos que se manifiestan en la mayoría de las patologías son incoordinación, anorexia, letárgia y baja de peso.(46) Para el diagnóstico diferencial y correcto de todas las enfermedades de tipo infeccioso es necesario realizar pruebas de laboratorio.(15,18) Para su tratamiento es necesaria la selección correcta del fármaco a utilizar considerando el sistema afectado, tipo de lesión, tamaño, condición clínica, temperamento y estado inmunitario del animal.(45) Se tomó muy en consideración la duración del tratamiento, efectos colaterales y toxicidad del mismo, como lo menciona Jacobson, Richard Funk y Flanagan(1992,2006) para cuando se hace la elección y uso de un fármaco.

Huchzmerlyer FW (2002), menciona que los cocodrilos son muy sensibles al estrés y este es un factor desencadenante en los brotes de algunas de las enfermedades infecciosas y en gran medida responsable en las muertes de animales enfermos.

En *Alligator mississippiensis* se reporta como agente etiológico asociado a neumonía con poliserositis fibrinosa y poliartritis a *Micoplasma alligatoris* y *M. lacertis*. (27-29, 38,43)

En *Crocodylus niloticus* por *Mycoplasma crocodyli* en casos de poliartritis y asociado a estrés constante.(34) Huchzermeyer(2002) ha asociado *Clamidia psittaci* en casos de hepatitis aguda, conjuntivitis bilateral y en lesiones granulomatosas por *Micobacterium avium*. (27)

En *Crocodylus johnsonii* se ha encontrado a *Micobacterium ulcerans* en lesiones cutáneas, en *C. porosus* se asoció a *Micobacterium* spp. causando dermatitis granulomatosas. (27)

Para el caso de neumonías se asocian con *Aeromonas* spp., *Staphylococcus aureus*, *P. multocida* en *C. porosus*(28,29,46) y en septicemias de tipo agudo se asocia con *S. arizona*, *Chromobacterium* spp., *Aeromona hydrophila*, *Edwarsiella* spp., *Proteus* spp., *Klebsiella* spp., *Serratia* spp. y *Clostridium* spp. (28, 33,37)

Lloyd,M.L.(2003) menciona la presencia de *Pseudomonas* en casos de nefrosis por uratosis en cocodrilos.

En *Osteolaemus tetraspis*, la septicemia se asocia a *Stenotrophomas maltophilia*. (41)

Huzchermeyer F.W.(2002), reporta a varios serotipos de *Salmonella* spp. como agentes en casos de enteritis exudativa asociada con el estrés y anorexia. Las septicemias no específicas originadas posteriormente con episodios que ocasionen estrés y baja respuesta del sistema inmune.

Orós J (2004), implica a microorganismos como *Aeromonas* spp, *Pseudomonas* spp, *Pasteurella* spp, *Klebsiella* spp, *Proteus* spp, *Edwarsiella* spp. y *Salmonella arizonae* en *Alligator mississippiensis* en procesos septicémicos y menciona a *Salmonella* como microflora normal intestinal. Si se presentase meningitis está asociado con *Providente rettgeri*.

Lloyd M.L. (2003), en *Alligator mississippiensis* indica que *Aeromona hydrophila* puede causar enteritis, oftalmitis, hepatitis y onfalitis.

Rubio y Hernández(1996) reportan en *C. acutus*, *Salmonella* spp en septicemias y *Pseudomona aureginosa* en un caso de anorexia.

Para este estudio, se obtuvieron muestras de hígado, bazo, pulmón, riñón para cultivo bacteriológico a partir de las necropsias de 4 cadáveres de *C. acutus*. Las muestras fueron enviadas al laboratorio clínico para humanos y sólo se pudieron realizar algunos aislamientos para ciertas bacterias, esto se decidió debido a que se carecían de pruebas y reactivos específicos de uso veterinario, logrando únicamente el aislamiento de *Pseudomonas* spp, *Proteus* spp, y *Streptococcus* spp. asociados en casos de bacteremias.

Lloyd, ML: (2003), menciona como un factor predisponente para la presentación de micosis las malas condiciones en el cuidado de los animales, así como la baja temperatura. En *C. porosus* se aisló *Fusarium solani* en infecciones de micosis profundas (36, 42), en otros estudios también se aislaron *Aspergillus niger*, *Penicillium oxalicum* y *Curvalaria lunata*. (27,39)

En *Alligator* el *Dermatophilus* spp.. Se relaciona a lesiones en piel que se presentan como lesiones ulcerantes, también se ha encontrado en micosis superficiales en ejemplares de *C. niloticus* (40)

En las micosis profundas se han encontrado *Aspergillus* spp. en pulmones y *Candida* spp. tanto en pulmón como en hígado en la mayoría de los reptiles incluyendo a los cocodrilos.(40)

Neumonías por micosis profundas asociadas a *Candida albicas*, *Aspergillus fumigatus*, *A. ustus*, *Cephalosporium* sp *Mucor* spp., *Rhizopus* spp., *Fusarium* spp., *Tricosporon* spp.. y *Penicillium* spp.. se han aislado de *Alligátor mississippiensis* en lesiones cutáneas. (29)

En 3 casos en *C. acutus* se aislaron de muestras tomadas de lesiones en piel, encontrándose asociada a *Candidas* spp. y *Aspergillus* spp.. Las patologías presentadas por este tipo de

agentes presentaron una signología como incoordinación, anorexia, letargia y pérdida de peso, así que para su diagnóstico fue necesario el uso de pruebas de laboratorio como aislamientos, identificación y antibiogramas. La desventaja para el desarrollo de estas pruebas fue el encontrar un laboratorio que trabaje con muestras animales y desarrolle específicamente las pruebas de laboratorio de tipo veterinario.

Para el caso de los parásitos y las técnicas coproparasitológicas se tuvieron que identificar con guías y artículos realizados en el mismo sitio pues la falta de información y de lugares donde se lleven a cabo lo hizo necesario, llegando únicamente al género y de esta manera para determinar así el tratamiento más adecuado.

Para realizar aislamientos virales desafortunadamente no se pudieron realizar pues al igual que en los casos anteriores no se cuenta con laboratorios que trabajen con este tipo de pruebas. Se realizó el diagnóstico viral del Flavivirus basándose en los signos clínicos y hemograma, dicho agente es el causante del VON (Virus del Oeste del Nilo) y después que las pruebas se trabajaron en conjunto con un proyecto experimental en colaboración con otra institución, a quienes se les remitieron las muestras sanguíneas en tubos con heparina de litio para la prueba de ELISA y sean quienes nos notificaran el resultado de dichas pruebas.

En los reptiles se han reportado un gran número de enfermedades parasitarias en general, entre ellos se encuentran los *Pentastomidos*, parásitos pulmonares que pueden infestar a los cocodrilos y estos ser huéspedes accidentales; los herbívoros y algunos peces forman parte de sus huéspedes intermediarios y en ocasiones el hombre como su huésped incidental. (32,35,49) Barnard SM (1996), reporta adultos de 14cm con huevos de 130-140µm en el caso de los pentastomidos en reptiles en general presentándose en el tracto respiratorio.

Llads PW (1999) reporta en ejemplares de *C. novaeguinae* especímenes de parásitos pulmonares causando neumonías secundaria asociada a *Sebekia* sp registrando medidas en huevos intrauterinos de aproximadamente 50 X 30  $\mu$ m encontrados en pulmón y tejido bronquial. En *C. porosus* se han reportado huevos de *Sebekia* sp también con medidas de 90 X 55 $\mu$ m de longitud. Estos parásitos se han considerado como los probables responsables de obstruir la entrada de aire, causar irritación constante y siendo considerados como parásitos incidentales en otros casos de neumonías reportado por Ryley(1985) citado en Ladds(39).

Buenviaje GN (1994), (36) considerando a estas enfermedades como un problema serio en *C. porosus* logró identificar en una investigación a especímenes de *Sebekia* sp. con medidas de 10 mm de largo localizado en bronquios y alvéolos, asociándolos con (a) animales que habían sido alimentados con peces frescos.

Riley J (1994), reporta para *Osteolaemus tetraspis osborni* infecciones relacionadas a Pentastomidos de la familia *Sebekidae* presentándose en la mayoría de los ejemplares estudiados. Él describe que los parásitos presentan un serie de ganchos dobles encontrados en la cavidad bucal e identificando a estas como larvas de *Alofia parva*, *Agema silvaepalustris* y *Sebekia okavangoensis* encontrada esta última únicamente en su fase adulta.

En *C niloticus* se han encontrado infestaciones por pentastomidos identificados como *Alofia simpsoni*, *Sebekia okavangoensis*, *Sebekia wedii*, *S. cesarisi*, *Alofia nilotici* y *Leiperia* todos adultos. En el caso de *Alofia* la describe con una cavidad oral en forma de “U”, la cola bulbosa, con una medida total el cuerpo de aprox. 36.67 mm de largo con un ancho de 2 mm, la cavidad oral es de 318.2  $\mu$ m de largo y 151.3  $\mu$ m de abertura. Los

ganchos son de 124.6  $\mu\text{m}$  de largo, de los anillos que presentan en el cuerpo se reportan 82 anillos.

Los machos son más pequeños que las hembras y sin cola bulbosa. El cuerpo mide 8.7 mm de largo y 1.1 de ancho. Los ganchos de la boca miden 104.4 $\mu\text{m}$  de forma delgada y desarrollados como tipo espinas. La cavidad oral posee pequeños ganchos que se extienden dentro de la faringe que mide 207.2 $\mu\text{m}$  de largo y 104.1 $\mu\text{m}$  de ancho. Midiendo un total de 267.6 $\mu\text{m}$  de largo del cuerpo. Presenta espículas copulatorias en la superficie lisa y son cortos se encuentran envueltos con un collar de ganchos. Estos presentan un total de anillos de 79 en su cuerpo. En el caso de *Sebekia* describe un largo total de 6-12mm, la boca presenta un largo total de 206-320 $\mu\text{m}$ , la cavidad bucal con un largo de 157-196 $\mu\text{m}$  y un ancho de 85.105 $\mu\text{m}$  los ganchos miden un largo de 78  $\mu\text{m}$  y las espículas copulatorias en el caso de los machos con un largo total de 309  $\mu\text{m}$ . Riley J (1994)(57) Describe el género de *Alofia* para *C. porosus* en las hembras de los parásitos con medidas de 117-169  $\mu\text{m}$  del largo total de los ganchos, el largo total del cuerpo va de 10-13mm y con un número total de 77 anillos. La boca mide un total de 400  $\mu\text{m}$  con un largo dentro 370  $\mu\text{m}$  y un ancho de la cavidad de 180 $\mu\text{m}$ . Los machos presentan 75 anillos, un largo total de 9.8mm, ganchos con un largo total de 105 $\mu\text{m}$  La boca con un largo total de 380 $\mu\text{m}$  una cavidad con un ancho de 110  $\mu\text{m}$  y unas espículas copulatorias con un largo de 395  $\mu\text{m}$  y un ancho de 138  $\mu\text{m}$ .

En el caso de *Alligator* se ha reportado en infecciones por (de) *Sebekia oxicephala* asociada con la alimentación a pescado fresco desarrollándose como un agente patógeno secundario en casos de septicemias (58,63)

En nuestro estudio se realizó la colecta para la identificación de parásitos helmintos de 4 cadáveres de cocodrilo, estos se encontraron en el tejido pulmonar y se conservaron con



formol al 10% y etanol al 70% (48,49,59) encontrando sólo parte de la vulva de la hembra de donde se obtuvieron los huevos. Midiendo el largo de 80.16  $\mu\text{m}$  y un ancho de 70.92  $\mu\text{m}$ , huevos con forma alargada y otro tipo de huevos con cápsula circular midiendo 147.88  $\mu\text{m}$  de diámetro. Los machos presentan un largo de 65 mm y un ancho de 168 mm con 76 anillos, dos pares de ganchos, boca de forma oval y un largo de esta de 110  $\mu\text{m}$  y contaba con 2 espículas copulatorias con un largo de 460  $\mu\text{m}$  y un ancho de 120  $\mu\text{m}$  cubiertas por un collar de ganchos, la descripción morfológica, medidas y distribución de la especie de *Sebekia*, ya fue reportada con anterioridad en *Alligator mississippiensis*(63) que corresponde a lo encontrado y descrito en el estudio pero no reportado para *C. acutus*. Las demás especies reportadas en otros cocodrilos se debe posiblemente al tipo de alimento proporcionado así como al lugar geográfico en el que se encuentran, ya que la relación de la especie parasitaria depende mucho del tipo de alimentación que tengan los cocodrilos.(40,56,59,60,65)

Para el caso de *Dujardinascaris* se ha reportado ya en *C. porosus*, *C. jhonstoni*, *C. novaeguineae* la especie de *D. mawsonae* que fue identificada en el estómago (35) en *C. porosus* y *C. novaeguineae* se ha encontrado *D. taylorae*. En *C niloticus* se reporto las especies *D. waltoni*, y *D. puylaerti*, *D. geodoelsti*, *D. madagascariensis* este último también se ha reportado para *C. cataphractus*. (50-52)

En *Gavialis gangeticus* se ha reportado *D. woodlandi*, en el continente americano se ha estudiado en *Alligator mississippiensis* encontrando a *D. waltoni* y en *caiman crocodilus* especies como *D. longispicula*, *D. paulista*, *D. chabardi* y para *C. acutus* se ha reportado a *D. helicina*. (50-52,56,63,64)

En este estudio se lograron identificar 7 ejemplares de *D. helicina*, todos son hembras de forma robusta, gruesas y con la cola en espiral, la punta de la cola es cónica y la vulva es larga y con una papila vaginal saliente con un largo de 7-16 mm y ancho de 3 mm.

Los 5 parásitos machos se describen como delgados sin espículas aladas, con gubernáculos que se expande próximo a la parte curvada del final de la cola, espículas cilíndricas y delgadas y tres pares de papilas precloacales.

Estos ejemplares corresponden a la descripción dada por Sprent JF. (1984), para *D. helicina* ya reportadas en *C. acutus*, esto es posible dado la asociación que se tiene de la alimentación de pescado fresco siendo este uno de sus huéspedes intermediarios.

La terapia antimicrobiana es una parte importante del manejo médico de los reptiles con enfermedades bacterianas y micóticas; la selección de quimioterapéuticos específicos es más difícil que en mamíferos debido a la gran variedad de particularidades de comportamiento, anatómicas y fisiológicas de las diferentes especies dentro de la clase de los reptiles. (32,45,46,95,100,101,102)

El presente estudio recopila la información de uso específico para trabajar con cocodrilos y para la elaboración de un cuadro de fármacos para la especie permitiendo así el uso adecuado y ya comprobado. Muchos de los productos farmacológicos son adaptaciones y los efectos, dosis y tiempos de tratamiento han sido poco estudiados. En ocasiones el manejo del animal para la aplicación del medicamento puede llegar a ser más estresante que la misma enfermedad como comenta Flanagan(1992).

Dado que el estrés es un factor importante que repercute para la presentación y desarrollo en la mayoría de las enfermedades, se considera que el manejo de los animales para realizar tratamiento continuos no es recomendable y sabiendo que la mayoría de los fármacos

señalados para contrarrestar las enfermedades en reptiles son nefrotóxicos, la selección de fármacos se hizo de acuerdo a la disponibilidad comercial del mismo, la efectividad, el grado de la lesión y la facilidad en la ruta de administración, siendo en la mayoría de los casos no fue necesario el antibiótico, el fármaco de mayor uso fueron los cicatrizantes.

Algunas otras patologías que identificamos fueron la termorregulación y el estrés, requiriendo mantener una temperatura confortable de 28-33°C usando como un regulador el medio ambiente, como lo es la luz del sol y la sombra como menciona Bolton(1994). Temperaturas mayores a los 36°C pueden ser letales y temperaturas menores a los 19°C pueden reducir la actividad del sistema inmune. En la literatura se menciona que al presentarse hipotermia puede haber estasis del intestino posterior y si los animales fueron recientemente alimentados, cursan con impactación gástrica (27,46,70,77) Otro tipo de afecciones comunes son las deficiencias nutricionales, estas llegan a ocasionar malformaciones en extremidades, columna, mandíbula y dientes. No solo las malformaciones son de origen nutricional, sino que también se ha reportado en la literatura que la inadecuada temperatura en el momento de incubación o bien una exagerada manipulación del huevo en etapas de alto riesgo pueden ocasionar dicha patología, como en el caso reportado para *C. moreletii* con ectromelia. (75-77)

En el presente estudio se encontraron varios casos de hipotermia principalmente en los periodos invernales cuando la temperatura baja hasta 18°C y afectando principalmente a las crías, dado que son más sensibles a los cambios de temperatura. Los casos de timpanismo o estasis gástrica favorecía a la descomposición asociado a la baja de temperatura. Las malformaciones que se atendieron eran sugerentes a las temperaturas inadecuadas durante la incubación y la cual se presentó en una cría de cocodrilo de vida libre (76) Thomas Lane (2006) menciona que en los cocodrilos disminuye su apetito o dejan de comer cuando hay

temperaturas ambientales por debajo de los 25° C o por arriba de los 35° C. Ya que su apetito y su digestión depende en gran medida de la temperatura ambiente. Estas temperaturas afectan el proceso de digestión haciéndolo más lento y por lo tanto alterando el estado de conservación del alimento. Su digestión se lleva a cabo por la alta acidez que se presenta en el estómago.

Algunas de las afecciones que llegan a alterar el sistema metabólico de los animales permitiendo que se acumulen algunos metabolitos que llegan a causar daño a órganos como el riñón e hígado. Estas pueden originarse a partir de las deficiencias nutricionales, como es el caso de la caquexia, anorexia o bien acumulo de grasa.(70) Casos de síndromes de desnutrición se han reportado por ejemplo en *C. palustres* ocasionados por desastres naturales reportado por Mobaraki. Otra anomalía que se presenta como un desorden es el consumo de piedras o gastrolitos, a este fenómeno se le conoce como geofagia y se ha determinado que es parte de la conducta del animal, el consumir un porcentaje del 4% de su peso corporal sin ocasionar ningún daño, esto se vio en *C. niloticus*. (70,72)

Los casos atendidos por desorden alimenticio debidos a la inanición por una contingencia ambiental, ya que se encontraron en un estado avanzado de desnutrición con pérdida de masa muscular y deshidratación ocasionado por causas naturales. La mejoría de los animales se observó una vez que se proporcionó alimento y agua mejorando considerablemente su condición. En el caso de la geofagia se vio en la mayoría en crías que sufrían de impactación obteniendo porcentajes dentro de lo establecido por Whitaker N, (2000). El problema se presentó por arena consumida que no permitía el paso del alimento hacia duodeno, tratándose con un sondeo por vía oral para realizar la expulsión del contenido gástrico. Solo en uno de los casos se presentó el fallecimiento del cocodrilo en etapa juvenil que había consumido gran cantidad de piedras que le ocasionó estasis y la

necrosis del intestino delgado. En la presentación de estas patologías se veía asociado al sustrato, como medida preventiva se debería usar sustratos compactos como lo es la arcilla y de ser posible colocar vegetación como pasto para evitar los grumos de arena y piedras que puedan ser consumidas por los animales a la hora de ser alimentados.

Las lesiones traumáticas son comunes cuando en los acuaterrarios se tienen cocodrilos de diferentes tamaños en un mismo encierro así como sobrepoblación, así que el acomodo por tallas facilita y previene las lesiones entre los individuos y disminuye el estrés como recomienda Bolton y Hutton(1994 y 1992) para la crianza de cocodrilos.

Patologías de tipo nutricional, genético, metabólico, ambiental y traumático se presentan con frecuencia. En su mayoría dependen mucho del manejo y del hábitat al que se encuentran reclusos los cocodrilos. Las condiciones ambientales y de mal manejo ocasionan estrés y pueden desencadenar numerosas patologías, como serían las enfermedades infecciosas. El diagnóstico se hace con base en los signos clínicos y al examen físico como dice Varela.(2001)

El desarrollo de técnicas para el diagnóstico de enfermedades en fauna silvestre ha tenido un gran avance en los últimos tiempos, sin embargo, aún nos vemos limitados para atender ciertas enfermedades, sobre todo debido a que muchas de las pruebas diagnósticas se han desarrollado para animales domésticos, lo que limita su utilización. El médico veterinario deberá desarrollar al máximo su capacidad de diagnóstico para poder evidenciar cualquier signo temprano de enfermedad y evitar que ésta llegue a un grado más avanzado. (2)

Con respecto a las pruebas diagnósticas no se conocen los valores referenciales para reptiles y mucho menos para cocodrilos. Otro punto importante, es el contar con los reactivos específicos por agente y por especie. Se han realizado escasos estudios sobre los

parámetros hematológicos en cocodrilos estos se han hecho en *C. porosus*, *C. niloticus*, *Alligator mississippiensis*, *C. rhombifer*, *C. moreletii* y *C. acutus*. (46,84,89)

En este estudio solo se realizaron hemogramas y bioquímicas sanguíneas, dado que para el conteo de células leucocitarias se emplea la técnica manual la cual, ya no se lleva a cabo en los laboratorios de uso común.(89) La dificultad de encontrar laboratorios que manejen muestras de animales fue otro obstáculo además de recordar que las células hematológicas en los reptiles cuentan con una morfología diferente a la de los mamíferos, como por ejemplo los eritrocitos son ovoides y anucleados por lo que se debe de informar al laboratorista, ya que puede darnos un resultado erróneo al momento de realizar las pruebas. Se pueden observar alteraciones de las células y analitos debido al manejo que se les dan a las muestras y al paciente por el estrés generado durante el manejo.

En el caso de uso de contención química en cocodrilos con uso de anestésicos se tienen probados por Heaton-Jones(2002) la galamina como un agente de uso común en granjas en Sudáfrica y en *A. mississippiensis* agentes anestésicos inhalados, pentobarbital y músculo relajantes.(94) La contención química para el manejo de los cocodrilos se ve limitada por su compleja aplicación así como por sus efectos secundarios, como lo es la prolongada recuperación y el volumen alto al que se tienen que utilizar (95,97,99,100,103), usándose únicamente anestésico local en las cirugías menores, ya que la contención física del animal era suficiente para llevar a cabo los traslados, manejos y toma de biometrías e inspecciones médicas. Sin embargo se incluyeron varios productos y protocolos de anestésicos pues no se descarta el uso de ellos para investigaciones que impliquen una evaluación invasiva así como de tratamientos que requieran cirugías mayores o bien algún animal que sea altamente problemático para su manejo mencionando únicamente los de mayor disponibilidad y mayor seguridad para el animal como para el manejador.

### **3 Programa de patología.**

Necropsias, toma y envío de muestras.

El estudio de las enfermedades en los reptiles recientemente ha tomado importancia y se han identificado las lesiones de las distintas patologías generándose literatura especializada. Para obtener información acerca de las enfermedades es necesario realizar pruebas diagnósticas como sería la necropsia, ya que este estudio nos facilita el conocer las lesiones asociadas a las enfermedades, que entidad patológica la ocasiona y la causa de la muerte; por otro lado, se puede conocer la anatomía de los reptiles y además nos provee información importante para la prevención y protección del resto de los especímenes (104). Para que se obtenga un diagnóstico preciso será necesario la toma de muestras de los órganos que tengan lesiones macroscópicas y que la fijación de las muestras sea la correcta para la conservación del tejido y de esta forma no se emitirá un diagnóstico erróneo y el clínico tendrá herramientas para administrar un tratamiento adecuado. La necropsia es un estudio sistemático de un cadáver en orden y una inspección más precisa nos ayudará a dar una mejor interpretación del desarrollo de la enfermedad.(65) Estudios de topografía abdominal se han realizado para *C. niloticus* obteniendo diversos datos para esta especie acerca de su anatomía que puede ser comparable con la de otras especies de cocodrilianos. (106)

Las dificultades presentadas para este estudio fue la conservación de los cadáveres, debido a que muchos de ellos fueron encontrados con avanzados cambios postmortem debido a que el centro se encuentra en un estado con clima tropical lo cual favorece al proceso de autólisis. Otro problema que se enfrentó fue para la realización de las laminillas histológicas dado que los laboratorios de la zona no proporcionaban dicho estudio. Sin embargo, si se pudieron realizar hemograma, bioquímica sanguínea, el análisis

macroscópico de los tejidos, y aislamientos y cultivos bacteriológicos y micológicos nos permitieron aproximarnos al diagnóstico.

#### **4. Rehabilitación.**

Se debe analizar si el estado actual del conocimiento de la especie permite llevar a cabo un proceso completo y razonablemente seguro, reconociendo las limitaciones diagnósticas y de control que pudieran tenerse, para así evaluar las implicaciones sobre la veracidad y calidad del proceso de rehabilitación. (111)

El éxito de las especies introducidas se puede incrementar por la introducción de enfermedades también exóticas, que pueden sucumbir con poblaciones de animales y vegetales nativas que no tienen inmunidad específica contra los parásitos introducidos. Lo anterior tiene efectos sobre la estructura de las comunidades e implicaciones muy importantes para la conservación. (109)

Con el propósito de lograr un mejor entendimiento de la dinámica de las enfermedades en áreas donde converge gran variedad de especies, es necesario que se conozcan los factores ecológicos que pueden favorecer las tasas de transmisión de los agentes infecciosos, al igual que las implicaciones que éstos pueden tener en la conservación. (109)

Cuando se sugiere la presentación de un alto riesgo biológico debido a una alta variabilidad poblacional, los siguientes parámetros podrán ser de ayuda: conocimiento sobre la distribución de la especie, subespecies y poblaciones, conocimiento del lugar exacto de captura del animal o, existencia de técnicas que permitan determinar la variabilidad genética de la especie y el área de procedencia del animal, como por ejemplo, genéticas y moleculares. Animales con singularidades genéticas como el albinismo, malformación física o enanismo no deben ser liberados. (111)



Un animal en rehabilitación tiene 3 destinos: Morir por lesiones severas, permanecer en confinamiento permanente con fines de educación ambiental, estabilizarlo para su pronta liberación. (4)

Los diversos casos que se atendieron en la UMA Reptilario Cipactli, se presentaron 3 de las diferentes alternativas, ya que los cocodrilos eran recibidos por diferentes circunstancias e incluso con diferentes edades, lo que nos llevó a determinar lo mejor para el ejemplar.

Dentro del programa de rehabilitación es importante mantener al animal en un hábitat adecuado, minimizando la interacción del cocodrilo con el hombre. Es muy recomendable proporcionar dietas más aproximadas a las de su medio natural e inclusive si es posible, proporcionar presas vivas para estimularlos a alimentarse por sí mismo, para que al momento de liberar al animal logre sobrevivir conservando su comportamiento normal ante el humano, con otros animales y los de su propia especie.

Los cocodrilos que se recibían para reubicación inmediata no necesitaban pasar por un período prolongado dentro de las instalaciones, ya que los animales eran capturados cerca de sus áreas de distribución y por conflictos de ruta migratoria en contacto con el hombre, siendo solo necesario la toma de datos y su inmediata reubicación sin necesidad de pasar por un lapso de tiempo en cautiverio. Los cocodrilos que por cuestiones de salud se quedaban en cautiverio se les proporciono alimento de acuerdo a su dieta natural y al ser animales silvestres no presentaron problemas de comportamiento anormal según su especie, ya que el confinamiento fue breve. Se observó que los cocodrilos crías y jóvenes no perdían su instinto de caza, así como su comportamiento normal ante la presencia humana y hacia otras especies durante su estancia en cautiverio y al momento de ser liberadas.

Los fundamentos filosóficos y éticos de la rehabilitación silvestre están arraigados en la preocupación por el bienestar individual de los animales; sin embargo, ha cambiado hacia

criterios que la orientan hacia la conservación de especies y sus poblaciones. Se debe tomar en cuenta que el rescate, la rehabilitación y liberación de un animal en su hábitat natural puede discrepar con los principios básicos de la biología de la conservación, sobre todo por representar un impacto negativo para el ambiente y su ecología. Sin embargo, en algunos de los casos, el animal necesita de asistencia médica para regresar a su medio. La liberación después de la rehabilitación se realizó en una época adecuada, en un hábitat adecuado sin afectar el ecosistema, el animal en un buen estado físico y de salud adecuado.

El éxito de los programas de manejo depende, por un lado, del conocimiento de la zona a repoblar y de la adecuación del lugar, del conocimiento de los cambios biológicos, fisiológicos y conductuales de las especies a manejar, así como del conocimiento sobre el perfil epidemiológico de las poblaciones que se manejen. Si no fuere así, se corre el riesgo de generar impactos negativos en las poblaciones reintroducidas o traslocadas, y en las especies locales. (109)

En este estudio, los cocodrilos que fueron reubicados no eran liberaciones masivas, solo se reubicaba al animal capturado, dentro de su mismo territorio, por lo que su impacto en el ecosistema fue mínimo, no hay deriva génica ya que son animales pertenecientes al área, no tenían carencias de aprendizaje, pues se trataba de cocodrilos juveniles y adultos. El grupo de cocodrilos que se liberaron no presentaban ningún riesgo de desequilibrio con el ambiente, ya que se reintegraron al área a la cual pertenecen. La deriva génica y el impacto negativo al ecosistema y a la población de cocodrilos existente no se vio afectada puesto que son animales pertenecientes a dicho lugar, liberándose en lugares previamente estudiados para su seguridad de acuerdo a la época del año que transcurría.

El programa de rehabilitación está enfocado a establecer una serie de procedimientos que incrementan la oportunidad de una posible liberación. Establecer estos criterios permite dar

seguimiento al plan médico, de manera tal, que el cuidador o el responsable pueda atender con los cuidados básicos a cualquier cocodrilo, apoyado en un médico veterinario que especifique el tratamiento farmacológico cuando así sea necesario.

## CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Es recomendable tener instalaciones adecuadas para cada etapa del cocodriliano, en este caso elaborar un acuaterrario acondicionado para neonatos y crías es indispensable para el buen desarrollo de estos.

El establecer un protocolo a seguir para las diferentes circunstancias que se pueden desarrollar durante el cuidado de los cocodrilos, nos permite actuar de manera correcta e inmediata para su protección, dando así la oportunidad de establecer centros de atención y conservación que realicen el manejo adecuado dentro de sus instalaciones, dando respuesta a cualquier conflicto y permitiendo la generación de más y nueva información.

El registro de datos para formar un archivo tanto de los cocodrilos que se tienen en cautiverio como para los que se reciben para su liberación da mayor funcionalidad y proporcionan datos básicos para el cuidado de los cocodrilos y para la realización de otros estudios. Se recomienda seguir los datos aquí aportados bajo la supervisión de un Médico Veterinario que asesore su manejo.

A través de este estudio se ha integrado parte de la información necesaria para el manejo veterinario adecuado del cocodrilo de río (*Crocodylus acutus*) mantenido en cautiverio.

No se debe olvidar que el bienestar de los cocodrilos se encuentra directamente relacionado con su salud y su medio ambiente. Finalmente será necesario obtener un mayor conocimiento acerca de estos animales; aunque hace falta mucha información, debemos conocer la ya existente, generar aun más y propiciar su difusión, sobre todo entre los profesionistas que se encargan de mantener a las diferentes especies de cocodrilos en cautiverio.

## REFERENCIAS

1. Navarrijo OL. Los zoológicos: ¿cuál es su misión cultural? Ciencias. 1993; Número especial: 71-75.
2. Dirección General de Zoológicos de la Ciudad de México. Centros de Conservación del siglo XXI. Los Zoológicos de la Ciudad de México. Memorias 2001-2006; 2006; Distrito Federal (D.F.) México (D.F.): Gobierno del Distrito Federal y Secretaria del Medio Ambiente. 2006:7, 32-35.
3. Miranda A. Manejo de fauna silvestre. Ciencias. 1993; Número especial: 103-110.
4. Varela N. La Rehabilitación (Filosofía, Perspectivas y Técnicas). Boletín GEAS. Boletín del grupo de estudio de los animales silvestres (serial online) 2001; 4(1). Disponible en <http://es.melma.com/mag/08>
5. Minister of environment Guía de identificación de CITES-Cocodrilos. Minister of environment, Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES). Canadá. 1995.
6. INE-SEMARNAP. Programa de conservación de la vida silvestre y diversificación productiva en el sector rural 1997-2000. Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, Instituto Nacional de Ecología. México. DF.1997.
7. INE-SEMARNAP. Proyecto para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los *Crocodylia* en México (COMACROM). Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, Instituto Nacional de Ecología. México. DF.1999.
8. Instituto Nacional de Ecología, SEMARNAP. Ley General de Vida Silvestre. Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. México. DF. 2000.
9. Hutton JM, Webb GJ. Introducción a la cría de los cocodrilianos. A publication of the Crocodile Specialist Group SSC/UICN. World Conservation Union. CSG, Florida Museum of Natural History, Gainesville, FL. 1992.
10. Bolton M. La Explotación del Cocodrilo en Cautividad. Guía FAO Conservación. Italia. Roma: FAO, 1994.
11. Junge RA. Preventive medicine recommendations American Association of Zoo Veterinarians, infectious diseases committee. Memorias del 4to. Curso de manejo de flora y fauna en cautiverio para Latinoamérica; 2002 Abril; Valsequillo (Puebla) México. México (Puebla): Africam Safari, AZCARM, ZCOG, 2002.
12. Hernández HPS. Crecimiento somático en neonatos y crías de cocodrilo de río (*Crocodylus acutus*, Cuvier 1807) en cautiverio en la UMA Reptilario Cipactli, Puerto Vallarta, Jalisco, México. (tesis de licenciatura). La Cruz de Huanacaxtle, Nayarit: México. Instituto Tecnológico del Mar No. 6. 2002.
13. Álvarez del Toro M. y Sigler L. Los *Crocodylia* de México. 1ª Edición. IMENAR, PROFEPA. México.2001.

14. Aguilar R. Cuidado Preventivo en el Zoológico Audubon. Capitulo 4. Manual del Guarda animales del zoológico de Audubon. (serial online) 2003. Available from:<http://www.zcog.org>.
15. Miller R.E. Cuarentena: Algo Imprescindible para los Animales de Zoológico y Acuario. 13-17 pp. *In*: Fowler M.E. Zoo wild Animal Medicine: Current Therapy 4. 4ª ed. USA. W.B. Saunders Company. 1999.
16. Bachues K. Bases para la Higiene en el Cuidado de Animales de Zoológicos. Capitulo 3. Manual del Guarda animales del zoológico de Audubon. (Serial online) 2003. Available from:<http://zcog.org>.
17. Wemmer C, Teare JA, Pickett C. Capitulo 6: Identificación de animales. 25-33p. *En*: Manual del biólogo de zoológicos. Guatemala: National Zoological Park, Smithsonian Institution and Regional Office for Central American Programs Wildlife Preservation Trust International, Inc. 1991.
18. Nestor V. Evaluación clínica de reptiles. Boletín GEAS. Boletín del Grupo de Estudio de Animales Silvestres. (serial online) 2002-01-06; 3(1). Disponible en: <http://es.melma.com/mag/08/m00000408/a00000016.html>
19. Lowenstine L. J. Health problems in mixed-species exhibits. 26-29 pp. *In*: Fowler M.E. Zoo wild Animal Medicine: Current Therapy 4. 4ª ed. USA. W.B. Saunders Company. 1999.
20. Flanagan Joseph P. Filosofía, practica y procedimientos en cuarentena. Memorias: 3er. Seminario de fauna Silvestre; 26-28 de agosto 1992; FMVZ (UNAM) México. México (DF): Educación Continua, 1992; 26-37.
21. Hernández DS, Hernández DS. Diagnostic imaging of reptiles. *In* practise. 2001; 23(7): 370-391.
22. Cosgrove G.E.: Reptilian radiobiology, JAVMA. 1971;159(11): 1678-1684
23. SEMARNAT, Asociación Ecológica Ambiental La Palma A. C. Programa Operativo del Centro Reproductor de Cocodrilos La Palma. México. Nayarit: SEMARNAT, Asociación Ecológica Ambiental La Palma A. C. 2001.
24. Ramos RT. Manejo en cautiverio en el zoológico de la Ciénaga de Zapata. Flora y Fauna. 1998; 1: 9-15.
25. Vargas A., Sanchez I., Martinez F et al. Plan de Acción para la cría en cautividad del Lince Ibérico. Ministerio de Medio Ambiente y Conserjería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía. Tercera Edición, 2005(Noviembre), 1-39.
26. Bueno Marta Lucia. Importancia de la caracterización genética de especies silvestres en Zoológicos, Unidades de Rescate de fauna y Centros de Acopio. Lyonia, 2003, 3(1): 45-56.
27. Huchzermeyer FW. Diseases of Farmed Crocodiles and Ostriches. *Rev. Sci.tech.off.int.epiz.*, 2002, 21(2): 265-276.
28. Barragán F, Karol B. Enfermedades de reptiles y anfibios. Boletín GEAS. Boletín del grupo de estudio de los animales silvestres (serial online) 2002; 2(3). Disponible en <http://es.melma.com/mag/08>

29. Orós J. Anatomía patológica: orden *Crocodylia*. Anatomía de reptiles. (Serial online) 2004. Available from: <http://www.ulpgc.es>
30. Foggin CM. Disease of farmed crocodiles. 107-140pp. In: Smith GA and Marais J. Conservation and utilization of the Nile crocodile in Southern Africa. Handbook on crocodile farming. Publicado por The Crocodylian Study Group of Southern Africa, 1992. 182pp.
31. Foggin C.M. Diseases and disease control on crocodile farms in Zimbabwe. In Webb GJW, Manolis JW, Whitehead PJ, editors: Wildlife management, Sydney, Australia, 1987, Surrey Beatty and Sons, pp.351-362.
32. Fontanillas Pérez J.C., G. García Artiga, L de Gaspar Simón: Los Reptiles. 1ª Ed. España: Mundiprensa.1999.
33. Rubio DA, Cupul MF, Hernández HH, Reyes JA. Septicemia, malformaciones y recuperación posquirúrgica en ejemplares de *Crocodylus acutus* en cautiverio. Rev. Biomédica 2001; 12(2):142-144.
34. Huchzermeyer FW, Cooper JE. Fibrinosis, not abscess, resulting from a localized inflammatory response to infection in reptiles and birds. The Veterinary Record. 2000; 147: 515-517.
35. Fredric L Frye, DVM, MS: Applied clinical nonhemic parasitology of reptiles. Cap. 8. 218-312pp. In: Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.1, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
36. Wayne KF. P.H.D. Housing, Sanitation, and Nutrition of Reptiles. J.A.V.M.A. 1971; 159(11): 1612-1615.
37. Javier Nevarez. Crocodylian Differential Diagnosis. Capítulo 41. 705-714pp In: Mader Douglas R.,M.S., D.V.M, D.A.B.V.P, Reptile Medicine and Surgery. 2a ed. Canada. Saunders Elsevier. 2006
38. Mohan R., Foggin C.M., Dziva F., Muvavarirwa P. Vaccination to Control on Outbreak of *Mycoplasma crocodyli* infection. Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 2001; 68:149-150.
39. Ladds P.W. and Sims L.D. Diseases of Young Captive Crocodiles in Papua New Guinea. Australian Veterinary Journal. 1999; 67(9): 323-330.
40. Buenviaje GN, Ladds PW, Lmelville SC, Manolis. Disease-husbandry associations in farmed crocodiles in Queensland and the Northern Territory. Australian Veterinary Journal. 1994; 71(6): 165-173.
41. Harris BN, Rogers GD. Septicemia associated with *Stenotrophomonas maltophilia* in a West African dwarf crocodile (*Osteolaemus tetraspis subsp. tetraspis*). Journal Veterinary Diagnostic Inves. 2001; 13: 255-258.
42. Hernández HH, Cupul Magaña FG. Presencia de *Pseudomonas aeruginosa* en cocodrilo de río: Reporte de caso. Rev. Biomédica 1996; 7:245-246.
43. Brown D.R., Schumacher I.M., Nogueira MF, Richey LJ, Zacher LA, Schoeb TR, Vliet KA, Bennett RA, Jacobson ER, Brown MB. Detection of antibodies a pathogenia *Mycoplasma* in American Alligators (*Alligator mississippiensis*), Broad-

- nosed caimans (*Caiman latirostris*) and Siamese crocodiles (*Crocodylus siamensis*).  
Journal of Clinical Microbiology. 2001. 39(1):285-292
44. Lucio ME, Domínguez LJ, Vilchis AB, Becerril OA, Sánchez TR, Lucio MPF, Martínez AM. Aislamiento de bacterias patógenas en cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii*. Memorias de la cuarta reunión de trabajo para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los *Crocodylia* en México, COMACROM; 2002 Agosto 21-24; Campeche (Campeche) México. México (Campeche): Universidad de Campeche y SET-MAR, 2002: 80-81.
  45. Jacobson ER. Use of antimicrobial drugs in reptiles. Capítulo 26:190-200pp. In: Fowler M.E. Zoo wild Animal Medicine: Current Therapy 4. 4ª ed. USA. W.B. Saunders Company. 1999.
  46. Lloyd M.L. Crocodilia(Crocodiles, Alligators,Gavials, and Caimans). Capítulo 6: 59-70pp. In: Fowler M.E and Miller RE. Zoo and wild Animal Medicine. 5a Ed, USA, WB Saunders Company, 2003.
  47. Mader Douglas R, MS, DVM. Antibiotic Therapy. Capítulo.17: 620-634pp. In: Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.2, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
  48. Departamento de parasitología: “Manual de Parasitología”, Ed. FMVZ (UNAM), 2ª ED., México, 2000.
  49. García RA. Tesis Parasitofauna de *Crocodylus moreletii* (Dumeril, Bibron, Dumeril 1851) de Veracruz y Tabasco de México. (tesis de licenciatura).México (D.F.) México: Facultad de Ciencias, Biología, UNAM. 1991.
  50. Sprent J F A. Ascaridoid Nematodes. 219-246pp. In: Gerald LO, Frye FL, Jacobson ER. Diseases of Amphibians and reptiles. 1a ed. USA (New York): Plenum Press, 1984.
  51. Sprent JFA. Ascaridoid Nematodes of Amphibians and Reptiles *Dujardinascaris*. Journal of Helminthology. 1977; 51: 251-285.
  52. Baylis H.A. The nematode genus: *Dujardinascaris* (nom. nov. pro *Dujardinia*) in Crocodilia, whit a description of a new species, The annals and magazine of natural history. 1947; 110: 123-134.
  53. Goldberg S. R., C. R. Bursey and A. L. Aquino-shuster. Gastric nematodes of the Paraguayan caiman, Caiman Yacare ( *Alligatoridae*), Journal Parasitology. 1991; 77(6): 1009-1011.
  54. Troiano J.C., Martínez FA, Binda JL. Detección en Argentina de *Micropleura vazii*(Travassos 1933) en *Caimán crocodylus jacare* (Yacare Negro).Revista de medicina veterinaria. 1998; 79 (1): 8-11.
  55. Marinkelle C.J. *Oswaldofilaria medemi n sp (nematoda filarioidea)* from the smooth-fronted caiman, *Paleosuchus trigonatus* from Colombia. Rev.Biol.Trop 1981; 29(1): 5-10.



56. Riley J and Huchzermeyer FW. Diet and lung parasites of swamp forest dwarf crocodiles (*Osteolaemus tetrapis osborni*) in the Northern Congo Republic. *Copeia* 2000; 2: 582-586.
57. Moravec F, Vargas VJ. First description of the male and redescription of the female of *Paratrichosoma recurvum* (Nematode: Capillariidae), a skin- invading parasite of crocodiles in México. *Parasitology Research*. 1998; 84: 499-504.
58. Cosgrove G E, Deakins D.E, Self J T: Pentastomiasis. 205-212pp. In: Gerald LO, Frye FL, Jacobson ER. *Diseases of Amphibians and reptiles*. 1a ed. USA (New York): Plenum Press, 1984.
59. Junker K., Boomker J and Bolton LA. Pentastomid infections in Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) in the Kruger National Park, South Africa, with a description of the males of *Alofia simpsoni*. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 1998; 66: 65-71.
60. Junker K., Boomker J and Booyse DG. Experimental studies on the life-cycle of *Sebekia wedli* (Pentastomida: Sebekidae). *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*. 1998; 65: 233-237.
61. Riley J.: A revision of genus *Alofia giglioli*, 1922 and a description of a new monotypic genus, *Selfia*: two genera of pentastomid parasites (Porocephalida: Sebekidae) inhabiting the bronchioles of the marine Crocodile, *Crocodylus porosus* and other crocodilians. *Systematic Parasitology*. 1994; 29: 23-41.
62. Aquino-Shuster A L and Duszynski D W. Coccidian parasites (Apicomplexa: Eimeriidae) from two species of caimans, *Caiman yacare* Daudin and *Caiman latirostris* Daudin (Alligatoridae), from Paraguay. *Journal Parasitology*. 1989; 75(3): 348-352.
63. Hazen T. C., Aho JM, Murphy TM, Esch GW. The parasitefauna of the American alligator (*Alligator mississippiensis*) in South Carolina. *Journal of Wildlife Disease*. 1978; 14: 435-439.
64. Rundquist EM. *Reptile and amphibian. Parasite*. EU: THF Publications. 1995.13-67.
65. Barnard SM. *Reptile Keeper's Handbook*. Department of Herpetology Zoo Atlanta. Malabar, Florida: Krieger Publishing Company 1996.
66. Huchzermeyer FW, Agnagna M. A survey of parasites and pathology of African dwarf crocodiles *Osteolaemus tetraspis* in the Congo Republic. *Crocodiles*. CSG. Proceedings, Pattaya, Thailand, 1994 May 2-6; *Crocodile Specialist Group*, 2:309-313.
67. Miller DL, Manuel MJ, Baldwin C, Burtle G, Ingram D, Hines ME II and Fraizer KS. West Nile Virus in Farmed Alligators. *Emerging Infectious Diseases*. 2003; 9(7): 794-799.
68. Steinman A, Banet-Noach C, Tal S, Levi O, Simanov L, Perk S, et al. West Nile Virus infection in crocodiles. *Emerging Infectious Diseases* (serial on line) 2003; 9(7): 887-889. Disponible en <http://www.cdc.gov/ncidod/EID/vol9no7/02-0816.htm>

69. Huchzermeyer FW, Gerdes GH and Putterill JF. Viruses and Mycoplasma from faeces of farmed Nile Crocodiles. CSG. Proceedings, Pattaya, Thailand, 1994 May 2-6; Crocodile Specialist Group, 2:303-308.
70. Frye FL, DVM, MS. Nutrition: A practical guide for feeding captive reptiles. Capitulo 3:41-100pp. *In:* Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.1, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
71. Schilliger L. Alimentation des Reptiles et Dominantes Pathologiques d'Origine Nutritionelle. *Revue Méd. Vét.* 2000; 151(12):1107-1118.
72. Whitaker N. Excessive stomach stones in an Indian Mugger. Crocodile specialist group newsletter. (Serial online) 2000-Apr-Jun; 19(2):19-21. Disponible en: <http://www.flmnh.ufl.edu/natsci/herpetology/NEWSLETTER/news192p19-21.htm>
73. Blanco MPA. Enfermedades degenerativas óseas y articulares en caimán del Orinoco (*Crocodylus intermedius*), caimán de la costa (*Crocodylus acutus*): presentación de tres casos. Memorias de la cuarta Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos de América Latina y el Caribe; 1997 Agosto 4-7; Villahermosa (Tabasco) México. México (Tabasco): Centro Regional de Innovación Agroindustrial, S.C., 1997: 26-37.
74. Mobaraki A. Prolonged drought results in few crocodiles. CSG. 2003, Julio-Septiembre; Crocodile Specialist Group, 22(3):10-11.
75. Thomas RR, McMurry ST, PlattSG. Ectromelia in Morelet's crocodile from Belize. *Journal of Wildlife Disease.* 1999; 35(1): 125-129.
76. Fredric L.F., DMV. MS. Developmental anomalies. Capitulo 11:381-420pp. *In:* Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.2, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
77. Rubio DA, Hernández HH, Cupul MFG. Hipotermia crónica y síndrome de mala adaptación en cocodrilo de río (*Crocodylus acutus*): Reporte de caso. *Rev. Biomed.* 2000; 11(2): 133-134.
78. Rubio DA. Selección de casos clínicos en el Reptilario Cipactli. Memorias de la cuarta reunión de trabajo para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los *Crocodylia* en México, COMACROM; 2002 Agosto 21-24; Campeche (Campeche) México. México (Campeche): Universidad de Campeche y SET-MAR, 2002: 78-79.
79. Rubio DA, Hernández HH, Maraña PV, Aguilar PFJ, Cupul MFG, Estrada DG. Cirugía ortopédica reconstructiva unilateral de maxilar inferior en un ejemplar juvenil de *Crocodylus acutus*: Reporte de un caso. *Rev. Biomed.* 2000; 11(3): 213-214.
80. Domínguez LJ, Lucio ME, Vilchis AB, Becerril OA, Sánchez TR, Lucio MPF, Martínez AM. Muerte de *Crocodylus moreletii* en la UMA-TANCHANCHÍN. Memorias de la cuarta reunión de trabajo para la conservación, manejo y aprovechamiento sustentable de los *Crocodylia* en México, COMACROM; 2002 Agosto 21-24; Campeche(Campeche) México. México (Campeche): Universidad de Campeche y SET-MAR, 2002: 74-75.

81. Fitzgerald Kevin T. y Vera Rebecca. Reported Toxicities in Reptiles. Capitulo 83. 1068-1080pp *In: Mader Douglas R., M.S., D.V.M, D.A.B.V.P, Reptile Medicine and Surgery. 2a ed. Canada. Saunders Elsevier. 2006*
82. Hietala SK, Gardner IA. Validity of using diagnostic tests that are approved for use in domestic animals for no domestic species. Capitulo 9:55-58 pp. *In: Fowler M.E and Miller RE. Zoo and wild Animal Medicine: Current therapy 4. 4a ed, USA, WB Saunders Company, 1999.*
83. Kennedy SS. Evaluating immunodeficiency disorders in captive wild animals. Capitulo 10: 58-62pp. *In: Fowler M.E and Miller RE. Zoo and wild Animal Medicine: Current Therapy 4. 4a ed, USA, WB Saunders Company, 1999.*
84. International Species Identification System. An organization compiling physiological values and providing operating systems, the primary source of limited information from small numbers of captive animal samples. (serial online) Disponible en [www.isis.org](http://www.isis.org).
85. Wemmer C, Teare JA, Pickett C. Capitulo 5: Registro de animales. 10-25. *En: Manual del biólogo de zoológicos. Guatemala: National Zoological Park, Smithsonian Institution, Regional Office for Central American Programs Wildlife Preservation Trust International, Inc. 1991.*
86. Millan JM, Janmat A, Richardson KC, Chambers LK and Fomiatti KR. Reference range for biochemical and hematological values in farmed saltwater crocodile (*Crocodylus porosus*) yearlings. *Aust.Vet.Journal. 1997; 75(11): 814-817.*
87. Castellanos R. Algunos parámetros hematológicos en el cocodrilo cubano (*Crocodylus rhombifer*, Cuvier). *Revista Cubano Ciencia Veterinario.1977; 8:65-69.*
88. Fredric LF, DMV, MS. Hematology as applied to clinical reptile medicine. Capitulo 7: 209-279pp. *In: Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.1, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.*
89. Sigler L. Constantes fisiológicas y valores hemáticos de cocodrilianos mexicanos en cautiverio en los Estado de Chiapas, Quintana Roo y Yucatán. (Tesis Licenciatura). México (D.F.). México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.1990.
90. Grigg GC, Cairncross M. Respiratory properties of the blood of *Crocodylus porosus*. *Respiration physiology. 1980; 41: 367-380.*
91. Benito VR. Manual de técnicas para la captura y el manejo de cocodrilianos silvestres y en cautiverio. (tesis de licenciatura). México (D.F.) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM.1988.
92. Lloyd M., Morris PJ, DVM, ACZM. Phlebotomy Techniques in Crocodilians. *Assoc. Reptilian Amphibian Vet. 1999; 9 (3): 12-13.*
93. Wemmer C, Teare JA, Pickett C. Capitulo 19: Exhibiciones de especies mixtas. 102-106. *En: Manual del biólogo de zoológicos. Guatemala: National Zoological Park, Smithsonian Institution, Regional Office for Central American Programs Wildlife Preservation Trust International, Inc. 1991.*

94. Heaton-Jones T. G., D.V.M., Jeff Ko, D.V.M., A.C.V.A. and Heaton –Jones DL. Evaluation of Medetomidine-Ketamine anesthesia with Atipemazole reversal in American alligators (*Alligator mississippiensis*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2002; 33(1): 36-44.
95. Lynn LM: Crocodilian Anesthesia. Capitulo 28: 205-216pp. *In:* Fowler M.E and Miller RE. Zoo and wild Animal Medicine: Current Therapy 4. 4a ed. USA, WB Saunders Company, 1999.
96. Calderwood H.W., V.M.D. Anesthesia for reptiles. JAVMA. 1971; 159(11): 1618-1625.
97. Rojas Liliana. Anestesia en Reptiles. Boletín GEAS. Boletín del grupo de estudio de los animales silvestres (serial online) 2002; 3(4). Disponible en <http://es.melma.com/mag/08>
98. Rubio A, Cupul F, Hernández H, Hernández P, Cruz B. Casos clínicos y protocolos de drogas usadas para la inmovilización química de reptiles dentro del Reptilario Cipactli: recopilación de experiencias. Memorias de la tercera reunión de trabajo del subcomité COMACROM; 2001 septiembre 19-22; Culiacán (Sinaloa) México. México (DF): Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Subsecretaria de Gestión para la Protección Ambiental, 2002: 76-78.
99. Flanagan Joseph P. Temas selectos en medicina y cirugía de reptiles. Memorias: 3er. Seminario de fauna Silvestre; 26-28 de agosto 1992; FMVZ (UNAM) México. México (DF): Educación Continua, 1992; 84-114.
100. Fredric LF, DMV, MS. Anesthesia. Capitulo 12: 423-433pp. *In:* Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.1, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
101. Appendix 2. A formulary of drugs for use in reptiles. 352-356.BSAAVA (British Small Animal Veterinary Association). Manual of Reptiles. “a ed. England. BSAVA. 2004.
102. Richard S. Funk and Geraldine Diethelm. Reptile Formulary. Capitulo 89. 1119-1134pp. *In:* Mader Douglas R.,M.S., D.V.M, D.A.B.V.P, Reptile Medicine and Surgery. 2a ed. Canada. Saunders Elsevier. 2006
103. Thomas Lane. Crocodilians. Capitulo 8: 100-117. *In:* Mader Douglas R.,M.S., D.V.M, D.A.B.V.P, Reptile Medicine and Surgery. 2a ed. Canada. Saunders Elsevier. 2006
104. Dolensek E. P., DVM. Necropsy techniques in reptiles. J.A.V.M.A. 1971; 159(11): 1616-1617.
105. McNamara T. The role of pathology in zoo animal medicine. Capitulo 2: 3-7pp. *In:* Frye FL. Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. 2a ed. Vol.1, USA (Florida): Krieger Publishing Company, 1991.
106. Van Der Merwe NJ and Kotze SH. The topography of the thoracic and abdominal organs of the Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*). Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 1993; 60: 219-222.

107. Huchzermeyer FW. Organ morphometry and stomach pH in farmed Nile crocodiles. CSG. Proceedings, Pattaya, Thailand, 1994 May 2-6; Crocodile Specialist Group, 2:55-63.
108. Munson L, DVM, Ph D, D-ACVP. Procedimientos de necropsia para animales silvestres. (serial online) Disponible en: <http://wcs-old.atlasworks.com/home/science/wildlifehealthscience/fvp/34387/34435/35440/35656/35853>
109. Suzán Azpin G., Galindo Maldonado F., Ceballos González G. La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de fauna silvestre. Vet. Méx. 2000; 31(3): 223-229.
110. Teixeira Camila P., Schetini de Azevedo C., Mendl M., Cipreste C.F., y Young R.J. Revisiting translocation and reintroduction programmer: the important of considering stress. Animal behavior. 2007; 73: 1-13.
111. Fernando Nassar y Victoria Pereira. Reseña Recomendaciones del Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial de Colombia (MAVDT) para la construcción de los Centros Regionales para el Manejo de Especímenes de Fauna Silvestre Decomisados, Elementos técnicos para su diseño y construcción. Contiene además protocolos para el manejo y disposición de animales post-decomiso basados en criterios UICN. Ministerio del Medio Ambiente Imprenta Nacional de Colombia.2002. 52pp
112. Miller Erica A. Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation. 3<sup>a</sup> Edición. National Wildlife Rehabilitators Association and International Wildlife Rehabilitation Council. St Cloud,MN, USA. 77pp. 2000.
113. Escobedo Galván A.H. Avances en el conocimiento y el estado de conservación del Cocodrilo de Tumbes (*Crocodylus acutus* Cuvier, 1807) NOTA CIENTIFICA. Rev.Peru biol. 2004; 11(2): 203-208.

## ANEXOS

### I. Cuadro de Antimicrobianos ( Fuente 32,45-47,64,65,99,101,102)

#### Cuadro de Fármacos Antibióticos

Clasificación/ Nombre del fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía de administra- ción	Intervalo entre dosis (horas)	Comentarios y precauciones.
Amikacina	1.75- 2.25	IM	72-96 por 7-9 tx	Mantener hidratación. Jacobson(1988)
Ampicilina	25	IM	24/7-14 días	Se puede combinar con aminoglicosidos.
Cloramfenicol	40	Oftálmica, SC	24h/no más de 10 días.	Hepatotóxico y nefrotóxico, se podría usar Tiamfenicol (derivado menos agresivo)
Enrofloxacina	5- 10	IM	24 Hrs./ 7 días	
Gentamicina	1.75	IM	72-96	Nefrotóxico
Oxitetraciclinas	6-12	PO, IM	24	Nefrotóxico
Piperacina	50-100	PO	Cada 14 días	
Sulfadimetoxina	90	PO	24	Nefrotóxico
Tetraciclinas	25-50	IM, SC		Nefrotóxico
Trimetropin/ Sulfadiacina	30	IM	24(1ra) 48(2da) 7-14 días	

#### Cuadro de Fármacos Antimicóticos

Clasificación/ Nombre del fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía de administra- ción.	Intervalo entre dosis (horas)	Comentarios y precauciones.
Griseofulvina	20-40	PO	72 h por 5tx	Para infecciones en piel.
Ketoconazol	25	PO	24h por 3 sem.	Uso contra <i>Candida spp.</i> Nefrotóxico
Itraconazol	23.5	PO	Dosis única	
Fluconazol	2 -5	PO	24h por 5 días.	
Aciclovir	5 gotas por litro	En agua	48h por 2 sem.	Para infecciones en piel.

#### Cuadro de Fármacos Antiparasitarios

Clasificación/ Nombre del fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía de administra- ción.	Intervalo entre dosis (horas)	Comentarios y precauciones.
Febendazol	50-100	PO	Repetir a las 2 sem.	Uso contra Helmintos
Ivermectinas	0.2	SC	Repetir a la 2	Para flagelados y

			sem.	ectoparásitos
Levamisol	10-50 *5mg/kg Diluir 13.1% de la solución . 1:10 a 1:100	IM, SC, IC	C/2 sem.	Nematodos y <i>Rhabdias</i> *Especial para gusanos pulmonares.
Metronidazol	125 40-275	PO	C/2 sem.	Para flagelados la 1ª y 2ª para amibas
Prazicuantel	8*-30	PO, *SC o IM	C/2 sem.	Cestodos. Dosis más alta para trematodos
Sulfadiazina	75(1ª) 45(2ª)	PO	1ª dosis inicial y la 2ª por los siguientes 5 días.	Contra coccidias.
Sulfadimetoxina	90(1ª) 45(2ª)	PO	1ª dosis inicial y la 2ª por los siguientes 5 días.	Contra coccidias. Nefrotóxico

### Cuadro de Suplementos.

Clasificación/ Nombre del fármaco.	Dosis (mg/kg)	Vía de administra- ción.	Intervalo entre dosis (horas)	Comentarios y precauciones.
Calcio	500 ó 0.5ml	PO, IM	C/24 por 5 días	Eliminación de huevos, Hipocalcemia
Gluconato de calcio al 10%	100-200	IM, SC, IV		Aplicar en vena caudal.
Vitamina B (Complex)	0.5ml/kg	IV, IC, IM		Deficiencias nutricionales.
Vit. B <sub>12</sub> (Cianocobala mina)	0.05	IM	24h,48,72	Funciona también como estimulante del apetito.
Vit. C	10-20 *25	IM *PO	48-72 *No más de 5tx.	En resfriado
Vit. E	50-100 UI/kg	IM	48-72	Para piel
Vit. D <sub>3</sub>	1600 UI/kg	IM	48-72	Para piel
Yodo	0.15	PO	Aplicar en dieta.	Auxiliar en problemas en piel.

## II. Cuadro de Anestésicos (Fuente 33,45-47,91,94-103)

Clasificación/ Nombre del fármaco	Dosis (mg/kg)	Vía de administración.	Intervalo entre dosis (horas)	Comentarios y precauciones.
<b>Bloqueadores neuromusculares.</b>				
Galamina	0.05-0.5 *0.5-1.25	IM, SC, ICe		Sedativo  *Inmovilizante Revertir con Neostigmina
Succinil colina	0.25-2	IM		Sedativo Poco margen de seguridad.
<b>Disociativos</b>				
Ketamina	10-40 *40-80	IM, SC, ICe	Sedativo *Dosis inicial y la 2ª dosis aplicar la mitad cada 30' (solo 2 aplicaciones)	Volúmenes mayores a 100mg/kg requiere de ventilación artificial (CLD50 a 150 mg/kg) se recomienda usar liofilizado, largo periodo de recuperación. Dar en el tercio anterior del cuerpo (cuello o miembro anterior)
Tiletamina-Zolacepam	2-10	IM		En cocodrilos grandes para intubación.
	5-10	IM, SC, ICe		Para sedación.
	10-40	IM, SC, ICe		Para anestesia.
<b>Alfa<sub>2</sub> Adrenérgicos</b>				
Xilacina	1-2	IM, SC	Tranquilizante seguido de una dosis de ketamina a 20mg/kg	Recuperación en 6-12h Revertir con Yohimbina. Depresor de la función cardiopulmonar. Usar xilacina 30 minutos antes de la ketamina.
Medetomidina	0.04-0.16	IM, SC	Esperar 30 minutos para la segunda dosis	
<b>Narcóticos.</b>				
Etorfina	0.3-2.78	SC, IM, ICe		Recuperación 1-2h



<b>Inhalados</b>				
Isoflurano	3% - 5%  1% - 2%	Inhalado	Para inducción.  Mantenimiento.	Es el de mayor uso.
Halotano	3% - 4%  1.5% - 2%	Inhalado	Para inducción.  Mantenimiento.	La inducción y la recuperación es prolongado ya que depende del metabolismo hepático
<b>Profopol</b>	10-15	IV		Mantenerlo con anestésicos inhalados. De uso experimental vía IM con hialuronidasa.
<b>Barbitúricos</b>				
Pentobarbital sódico	7.7- 15.4 8	IC  IM		Debe administrarse diluido. Es depresor cardiopulmonar. Administrados IM son irritantes.
<b>Locales</b>				
Lídocaina	A efecto	Tópico	A efecto	
Xilocaina	A efecto	Tópico	A efecto	
<b>Adyuvantes</b>				
Hialuronidasa	150 UI/L *25 UI/Dosis	SC		En especímenes grandes. SC acelera la absorción y distribución de los fluidos. Mezclar en la jeringa con los anestésicos. Premedicación emergente, reverter de anestésicos y no aplicar con drogas IV.
Atropina	0.01- 0.04	IM, SC, IV, ICe	Dosis única	Simpaticolítico. Antagonista de la depresión cardiaca para la mayoría de los anestésicos y muscarinicos y efectos de la neostigmina(emesis, salivación, secreción respiratoria)
Doxapram	4-12	IM, IV	Dosis única	Antagonista de los depresores cardiopulmonares como xilacina.

<b>Revertores</b>				
Neostigmina	0.25	IM		Revertor de agentes no depolarizantes/ competitivo con parálisis neuromusculares (Galamina) Puede prevenir algunos efectos muscarínicos.
Yohimbina	0.1	IM		Revierte los efectos de la xilacina
Atipemazol	Usar a 5 tiempos por dosis (mg/kg) de medetomidina usada	IM		Revierte los efectos de la medetomidina

#### **Cuadro de Fármacos Antiinflamatorios.**

<b>Clasificación/ Nombre del fármaco</b>	<b>Dosis (mg/kg)</b>	<b>Vía de administración.</b>	<b>Intervalo entre dosis (horas)</b>	<b>Comentarios y precauciones.</b>
Dexametasona	0.125-0.6	IM	96-120h	Nefrotóxico.
Dimetil Sulfoxido(DMSO)		Tópico		Artritis

#### **Cuadro de Fármacos Cicatrizantes.**

<b>Clasificación/ Nombre del fármaco</b>	<b>Dosis (mg/kg)</b>	<b>Vía de administración.</b>	<b>Intervalo entre dosis (horas)</b>	<b>Comentarios y precauciones.</b>
Violeta de Genciana		Tópico		Uso en heridas abiertas.
Solución de yodo		Tópico, uso externo.		Principal uso como desinfectante.
Centella asiática		Tópico		Uso en el retiro de granulomas.

## Formato 1



Universidad de Guadalajara  
Centro Universitario de la Costa



### UMA Reptilario Cipactli

#### FORMATO DE CUARENTENA

Fecha inicio: \_\_\_\_\_ Fecha Fin: \_\_\_\_\_

Nombre común: \_\_\_\_\_ Nombre científico: \_\_\_\_\_

Sexo: \_\_\_\_\_ Marca: \_\_\_\_\_

Observaciones: \_\_\_\_\_

Peso inicio: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_ Peso fin: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Longitud inicial: \_\_\_\_\_ Longitud final \_\_\_\_\_

Flot. y Sedim. Fecha: \_\_\_\_\_ Result.: \_\_\_\_\_ Despar. Fecha: \_\_\_\_\_

Producto: \_\_\_\_\_

Flot. y Sedim. Fecha: \_\_\_\_\_ Result.: \_\_\_\_\_ Despar. Fecha: \_\_\_\_\_

Producto: \_\_\_\_\_

Flot. y Sedim. Fecha: \_\_\_\_\_ Resultado.: \_\_\_\_\_

Flot. y Sedim. Fecha: \_\_\_\_\_ Resultado.: \_\_\_\_\_

#### Evaluación Clínica

Fecha: \_\_\_\_\_

MVZ: \_\_\_\_\_

Inmovilización: Física: ( ) Química: \_\_\_\_\_

Observaciones: \_\_\_\_\_

Edo. Carnes: \_\_\_\_\_ Piel: \_\_\_\_\_

Ojos: \_\_\_\_\_ Cavidad oral: \_\_\_\_\_

Palpación: \_\_\_\_\_

Temperatura: \_\_\_\_\_ Ectoparásitos: Negativo ( ) Positivo ( )

---

Estado de salud:                    Normal ( )    Anormal( )

---

**Hematología:**    Normal ( )    Anormal ( )    Anemia ( )    Inflamación( )    Infección ( )

Observaciones: \_\_\_\_\_

**Química Sanguínea:**            Normal ( )    Anormal( )

Observaciones: \_\_\_\_\_

**Serología:**            Volumen: \_\_\_\_\_

---

Pruebas	Resultado	Pruebas	Resultado
_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____

**Cultivo bacteriológico:**

Cloaca ( )    Otros ( )

Interpretación: \_\_\_\_\_

---

**Cirugías y Enfermedades:**

Sexado: \_\_\_\_\_ Tx: \_\_\_\_\_

Problema \_\_\_\_\_ Tx: \_\_\_\_\_

Problema \_\_\_\_\_ Tx: \_\_\_\_\_

Problema \_\_\_\_\_ Tx: \_\_\_\_\_

Acoplamiento varios: \_\_\_\_\_

---

Fin de cuarentena:            Fecha real: \_\_\_\_\_

Observaciones: \_\_\_\_\_

Traslado al albergue: \_\_\_\_\_

---

\_\_\_\_\_  
Firma del MVZ

**Formato 2**



**Universidad de Guadalajara**  
**Centro Universitario de la Costa**



**UMA Reptilario Cipactli**

**FICHA DE CONTROL MEDICO VETERINARIO**

Especie: \_\_\_\_\_

Acuaterrario: \_\_\_\_\_ Marca (s): \_\_\_\_\_ Peso (s): \_\_\_\_\_

Longitud: \_\_\_\_\_ Edad: \_\_\_\_\_ Sexo: M( ) H( )

Anamnesis: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Diagnostico presuntivo: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

**TRATAMIENTO**

FECHA	MEDICAMENTO-DOSIS	OBSERVACIONES/ FIRMA

### Formato 3



Universidad de Guadalajara  
Centro Universitario de la Costa



### UMA Reptilario Cipactli

#### FORMATO DE PATOLOGIA CLINICA [Hemograma]

Fecha y hora del muestreo: \_\_\_\_\_ Fecha de envío: \_\_\_\_\_

Procedencia: \_\_\_\_\_ Anamnesis: \_\_\_\_\_

Especie: \_\_\_\_\_

Nombre/Marca: \_\_\_\_\_ MVZ: \_\_\_\_\_

Edad: \_\_\_\_\_ Laboratorio: \_\_\_\_\_

Sexo: M  H

Quirúrgico  Renal  Hepático  Pancreático  Otro

PLASMA  SUERO  ORINA

#### HEMOGRAMA DE COCODRILO

ANALITO	UNIDAD	VALORES DE REFERENCIA	RESULTADOS
HEMATOCRITO	l/L	0.236	
HEMOGLOBINA	g/L	82	
ERITROCITOS	10*12/L	0.96	
VGM	fl	478.3	
CGMH	pg/cell	196.6	
MCHC	g/L	363	
LEUCOCITOS	10*9/L	8.542	
<b>DIFERENCIAL</b>			
LINFOCITOS	10*9/L	4.752	
MONOCITOS	10*9/L	0.616	
EOSINÓFILOS	10*9/L	0.27	
BASÓFILOS	10*9/L	0.7	
HETEROFILOS	10*9/L	2.374	
AZUROFILOS	10*9/l	0.353	

Interpretación: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
FIRMA MVZ

**Formato 4**



**Universidad de Guadalajara**  
**Centro Universitario de la Costa**



**UMA Reptilario Cipactli**

**FORMATO DE PATOLOGIA CLINICA [Bioquímica Sanguínea]**

Fecha y hora del muestreo: \_\_\_\_\_ Fecha de envío: \_\_\_\_\_

Procedencia: \_\_\_\_\_ Especie: \_\_\_\_\_

Nombre/Marca: \_\_\_\_\_ MVZ: \_\_\_\_\_

Edad: \_\_\_\_\_ Laboratorio: \_\_\_\_\_

Sexo: M  H

Anamnesis: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

**PERFIL DE COCODRILO**

Quirúrgico  Renal  Hepático  Pancreático  Otro   
 PLASMA  SUERO  ORINA

ANALITO	UNIDAD	VALORES DE REFERENCIA	RESULTADOS
CALCIO	mMol/L	3.25	
FOSFORO	mMol/L	1.62	
SODIO	mMol/L	154	
POTASIO	mMol/L	4	
CLORO	mMol/L	108	
DIOXIDO DE CARBONO	mMol/L	20	
HIERRO	mMol/L	20.76	
NITROGENO UREICO EN SANGRE	mMol/L	1.071	

ANALITO	UNIDAD	VALORES DE REFERENCIA	RESULTADOS
CREATININA	mMol/L	44	
ACIDO URICO	mMol/L	0.25	
BILIRRUBINA TOTAL	mMol/L	2	
BILIRRUBINA DIRECTA	mMol/L	2	
BILIRRUBINA INDIRECTA	mMol/L L	0	
GLUCOSA	mMol/L	5.994	
COLESTEROL	mMol/L	7.77	
TRIGLICERIDO	mMol/L	1.661	
CREATININA FOSFOQUINASA	U/L	1308	
LACTATO DESHIDROGENASA	U/L	655	
FOSFATASA ALKALINA	U/L	67	
ALANINA AMINOTRANSFERASA	U/L	80	
ASPARTATO AMINOTRANSFERASA	U/L	78	
GAMA GLUTAMILTRANSFERASA	U/L	0	
AMILASA	U/L	325.6	
LIPASA	U/L	22.24	
PROTEINA TOTAL (COLORIMETRIA)	g/L	55	
GLOBULINA (COLORIMETRIA)	g/L	38	
ALBUMINA (COLORIMETRIA)	g/L	19	

Interpretación: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

Responsable del diagnóstico

\_\_\_\_\_  
 FIRMA MVZ



## Formato 5



**Universidad de Guadalajara**

**Centro Universitario de la Costa**

**UMA Reptilario Cipactli**

### **FORMATO DE PARASITOLOGÍA**

Fecha: \_\_\_\_\_ Acuaterario: \_\_\_\_\_

Especie: \_\_\_\_\_ Nombre común: \_\_\_\_\_

Marca: \_\_\_\_\_ Edad: \_\_\_\_\_

Peso: \_\_\_\_\_ Sexo:    M    H

### **Resultados**

Frotis: \_\_\_\_\_

Identificación del parásito: \_\_\_\_\_

Directa: \_\_\_\_\_

Flotación: \_\_\_\_\_

Sedimentación: \_\_\_\_\_

Coprocultivo: \_\_\_\_\_

Mc Master: \_\_\_\_\_

Microfilarias: \_\_\_\_\_

Ectoparasitos: \_\_\_\_\_

Tamizado: \_\_\_\_\_

**Comentarios:** \_\_\_\_\_

---

---

---

Responsable del diagnóstico

\_\_\_\_\_  
Firma del MVZ

**Formato 6**



**Universidad de Guadalajara  
Centro Universitario de la Costa  
UMA Reptilario Cipactli**

**FORMATO DE NECROPSIA**

Fecha: \_\_\_\_\_

Especie: \_\_\_\_\_

Marca: \_\_\_\_\_ Peso: \_\_\_\_\_

Long.: \_\_\_\_\_ Edad: \_\_\_\_\_ Sexo M  H

Lugar de procedencia: \_\_\_\_\_

Diagnostico presuntivo: \_\_\_\_\_

Anamnesis o Historia clínica: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

---

---

<b>SISTEMA TEGUMENTARIO.</b>	<b>COMENTARIOS</b>
Piel:	
Mucosas:	
<b>SISTEMA RESPIRATORIO.</b>	
Área nasal(Nariz):	
Laringe:	
Tráquea, Bronquios y bronquiolos	
Pulmones:	

<b>SISTEMA CARDIOVASCULAR</b>	
Pericardio:	
Corazón	
Grandes vasos( Aorta ascendente y descendente y Vena cava):	
Venas, Arterias y Vasos linfáticos:	
<b>SISTEMA GASTROINTESTINAL</b>	
Cavidad bucal:	
Faringe y Esófago:	

Estomago:	
Intestino Delgado:	
Mesenterio:	
Intestino Grueso:	
Vesícula Biliar:	
Hígado:	

Páncreas	
Bazo:	
<b>SISTEMA GENITOURINARIO</b>	
Riñones:	
Uréteres	

Gónadas:	
Cloaca:	
<b>SISTEMA NERVIOSO</b>	
Cerebro:	
Medula Espinal:	
<b>SISTEMA ENDOCRINO</b>	
Glándulas Tiroides:	



Glándulas Adrenales:	
<b>SISTEMA MÚSCULO-ESQUELETICO</b>	
Músculos	
Esqueleto	

COMENTARIOS FINALES: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
**FIRMA DEL M.V.Z.**

## Figuras



Figura 4. Ruta de inyección intramuscular en miembro posterior de cocodrilo adulto usando una pértiga para su inoculación.



Figura 5. Ruta de inyección intramuscular en la tabla del cuello de cocodrilo adulto de 30 años.



Figura 6. Ruta de inyección intramuscular en base de la cola de cría de cocodrilo de 2 años.



Figura 7. Ruta de inyección intramuscular en base de la cola en cocodrilo adulto usando una pértiga para la inoculación.



Figura 8. Ruta de inyección intracelomica en cocodrilo juvenil de 4 años.



Figura 9. Instalaciones de cuarentena para cocodrilos juveniles.

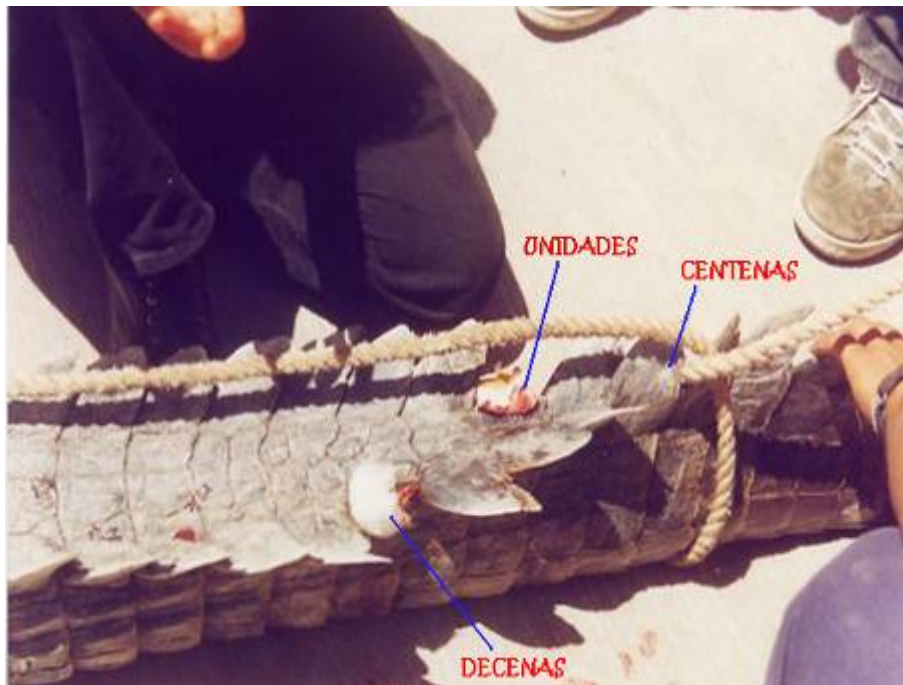


Figura 10-a Marcaje por corte de escamas. Cocodrilo numero 42.

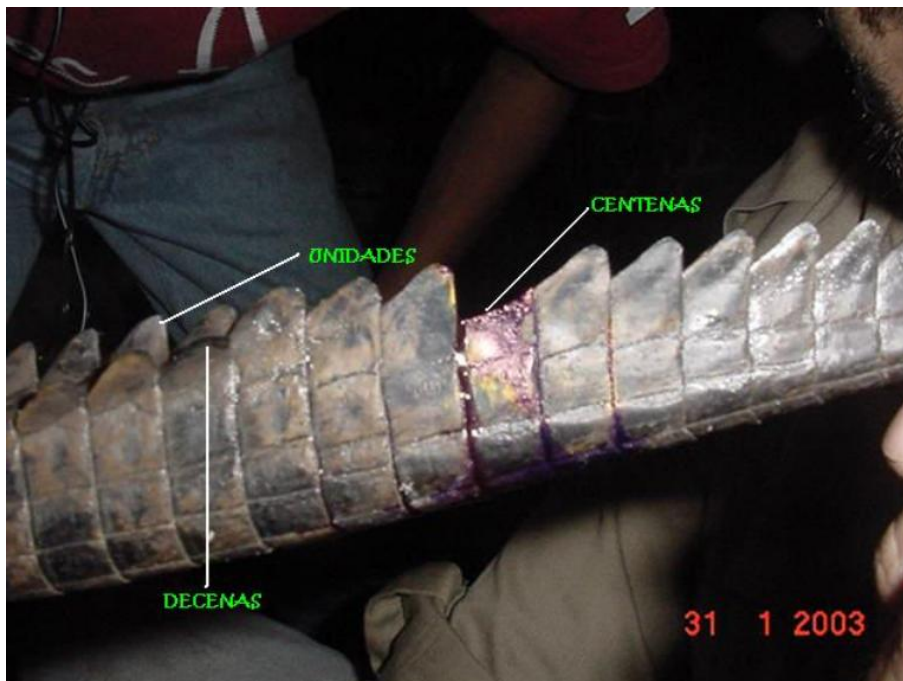


Figura 10-b Marcaje por corte de escamas. Cocodrilo numero 400.

Figura 10 a-b. Sistema de Marcaje por corte de escamas caudales.



Figura 11. Desorden nutricional en cocodrilos juveniles de 4 años.



Figura 12. Escoliosis en crías de cocodrilo de 1 año de edad.



Figura 13 a. Parte craneal de un ascárido macho adulto.



Figura 13 b. Parte caudal de un ascárido macho adulto, encontrado en un cocodrilo juvenil.





Figura 14. Instalaciones modificadas con focos de 100 watts para cocodrilos juveniles



Figura 15. Cría de cocodrilo de 2 años que presento signos de hipotermia



Figura 16. Traumatismos. Abrusiones en piel por peleas en cocodrilo juvenil de 5 años de edad.



Figura 17. Alimentación de cocodrilos juveniles en comedero de madera.



Figura 18. Alimentación de cocodrilo adulto en comedero de cemento.



Figura 19. Alimentación de cocodrilo adulto.



Figura 20 Micosis en miembros posteriores en cría de cocodrilo de 1 mes.



Figura 21 Papiloma epitelial. Lesiones papilomatosas circulares en cocodrilo juvenil de 5 años.



Figura 22. Sondeo gástrico para alimentación forzada en cría de cocodrilo de 2 años.



Figura 23. Malformación maxilofacial en cría de cocodrilo de 1 año.



Figura 24. Gota articular en cocodrilo juvenil de 3 años.



Figura 25 a) Cría de cocodrilo de 1 año que presentó geofagia



Figura 25 b) Gastrolitos extraídos de una cría de cocodrilo de 1 año de edad.



Figura 26 Blefaritis en cocodrilo juvenil de 3 años



Figura 27 a).Traumatismo en cocodrilo pre-adulto de 10 años de edad, ocasionado por peleas.



Figura 27. b) Cicatrización de traumatismo en cocodrilo pre-adulto de 10 años de edad.



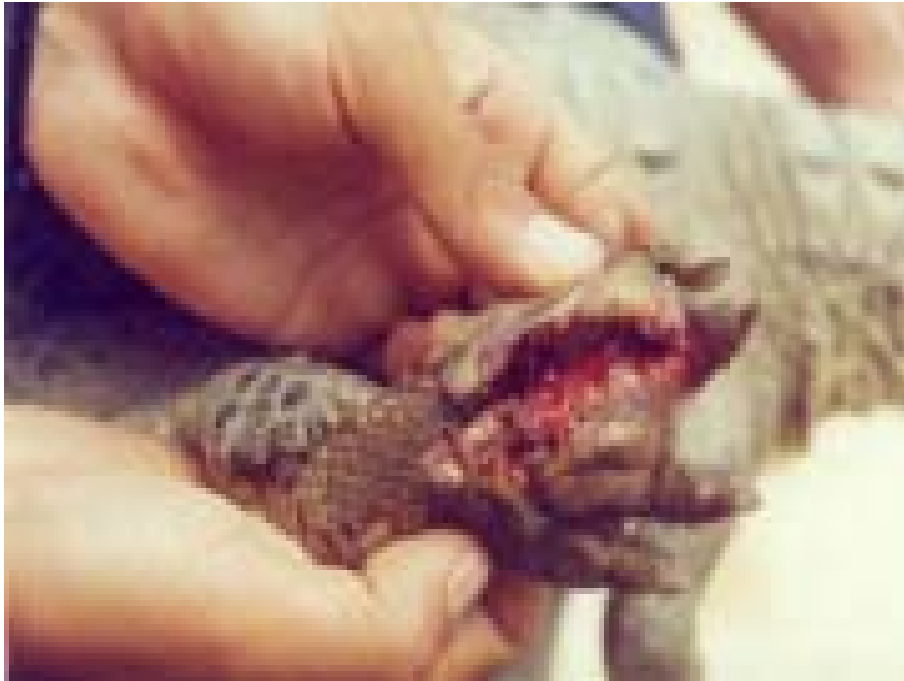


Figura 28. Traumatismo en miembro posterior de cocodrilo juvenil de 4 años.



Figura 29. Traumatismo en falange de miembro anterior de cocodrilo juvenil de 5 años.



Figura 30. Necropsia de cocodrilo juvenil de 3 años por miopatía por captura.



Figura 31. Necropsia de cocodrilo juvenil de 4 años. Muerte por geofagia



Figura 32. Necropsia de cocodrilo juvenil de 4 años. Muerte por geofagia. Gastrolitos.



Figura 33. Necropsia de cocodrilo juvenil de 4 años. Muerte por geofagia Necrosis en duodeno.



Figura 34. Cocodrilos juveniles de 4 años, muertos por caquexia y deshidratación



Figura 35 Necropsia de cocodrilo adulto de 30 años, por proceso bacteriano.



Figura 36. Traumatismo por mordidas en cola de cocodrilo adulto muerto por un proceso bacteriano.



Figura 37. Salida de secreción de material líquido verdoso en cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano.

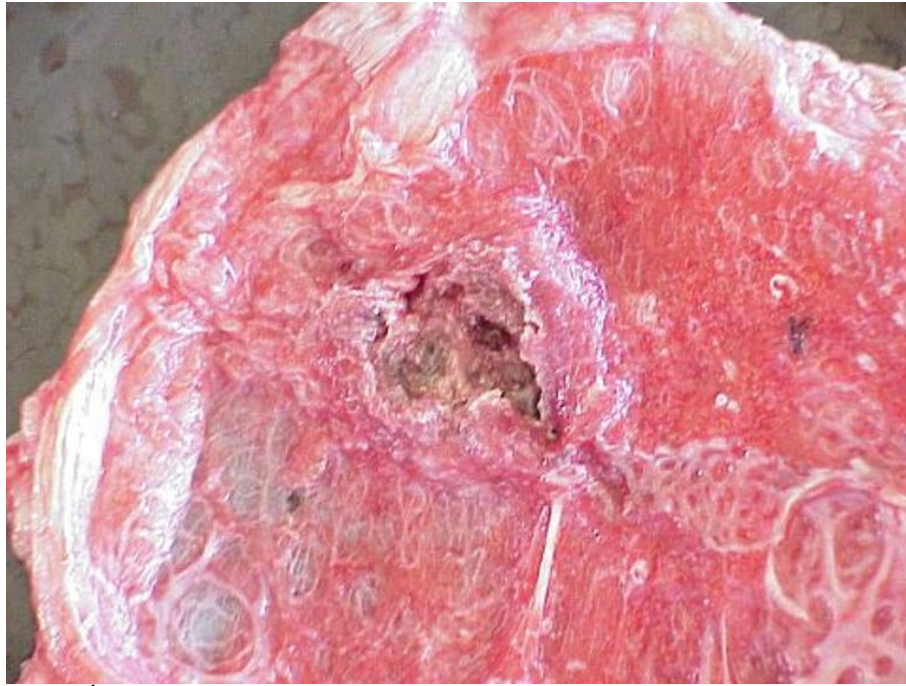


Figura 38. Área de necrosis en tejido pulmonar asociado a neumonía necrótica en cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano.



Figura 39 Hiperplasia de tejido linfoide y hemorragias equimóticas en mucosa en estomago de cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano

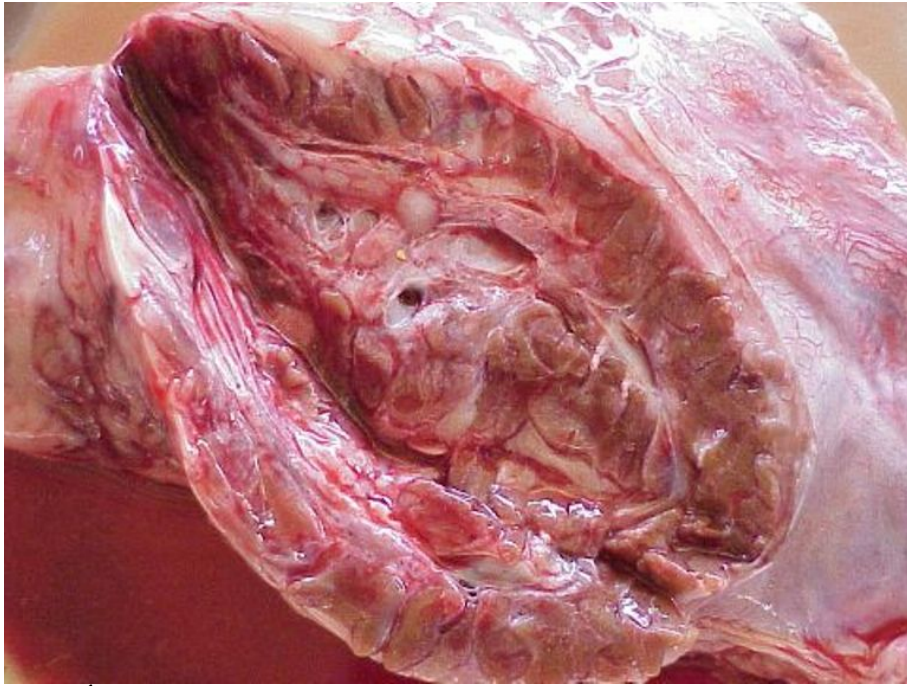


Figura 40. Áreas blandas de color blanco en riñón de cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano.



Figura 41 a. Aumento de volumen y salida de material líquido café denso de tejido muscular de miembro anterior de cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano



Figura 41 b. Hematoma en tejido muscular en miembro posterior de cocodrilo adulto muerto por proceso bacteriano.



Figura 42. Deposito final de cadáver de cocodrilo adulto.





Figura 43 a. Toma de muestra sanguínea del seno craneal dorsal, de cocodrilo adulto.



Figura 43 b. Toma de muestra sanguínea del seno craneal dorsal, de cocodrilo adulto.



Figura 44. Análisis e identificación al microscopio de parásitos encontrados en cocodrilo de río adulto.

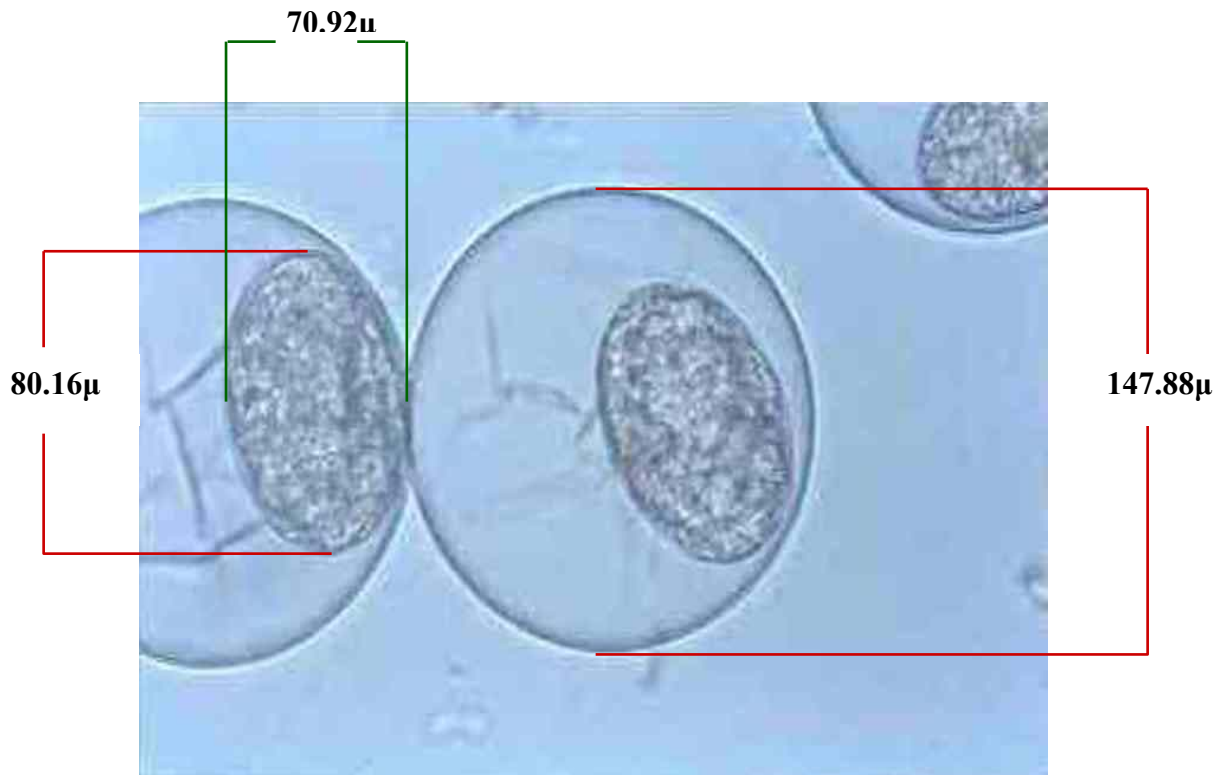


Figura 45a. Medidas de huevos de parásitos de pentastomidos del Género *Sebekia* spp., encontrados en parásitos obtenidos del tejido pulmonar de cocodrilo de río. Observación con lente 10x



Figura 45. Tres diferentes estadios de huevos de pentastomidos del Género *Sebekia* spp. , encontrados en parásitos obtenidos del tejido pulmonar de cocodrilo de río. Observación con lente 10x



Figura 46. Extremidad caudal (útero) de hembra de pentastómido del Género *Sebekia* spp., encontrada en tejido pulmonar de cocodrilo de río.

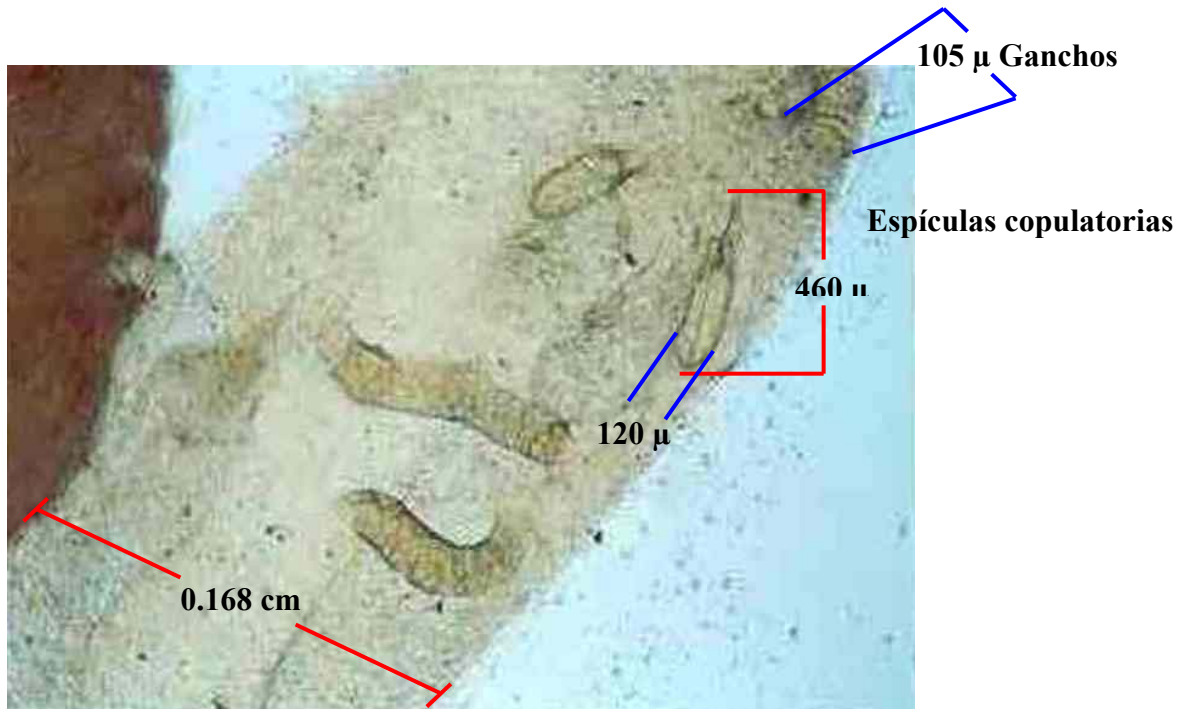


Figura 47. Macho de Pentastómido del Género *Sebekia* spp. De un largo total de 0.65cm  
Encontrado en tejido pulmonar de cocodrilo de río. Parte anterior.

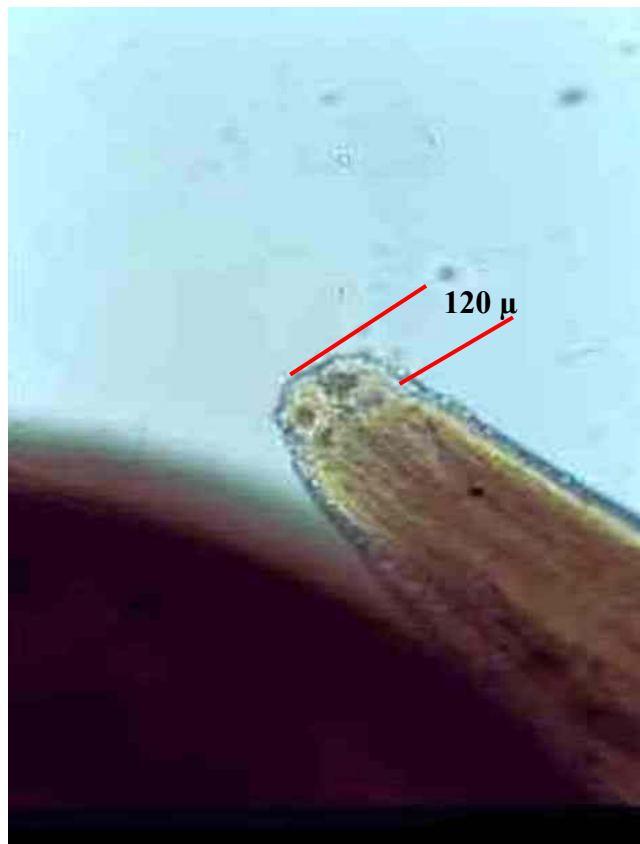


Figura 48 a. Parte anterior de hembra de ascárido del género *Dujardinascaris* spp  
encontrado en cocodrilo de río.



Figura 48 a y b. Cuerpo de hembra de ascárido del género *Dujardinascaris* spp. de un largo total de 7-16mm y 3mm de ancho, encontrado en cocodrilo de río.

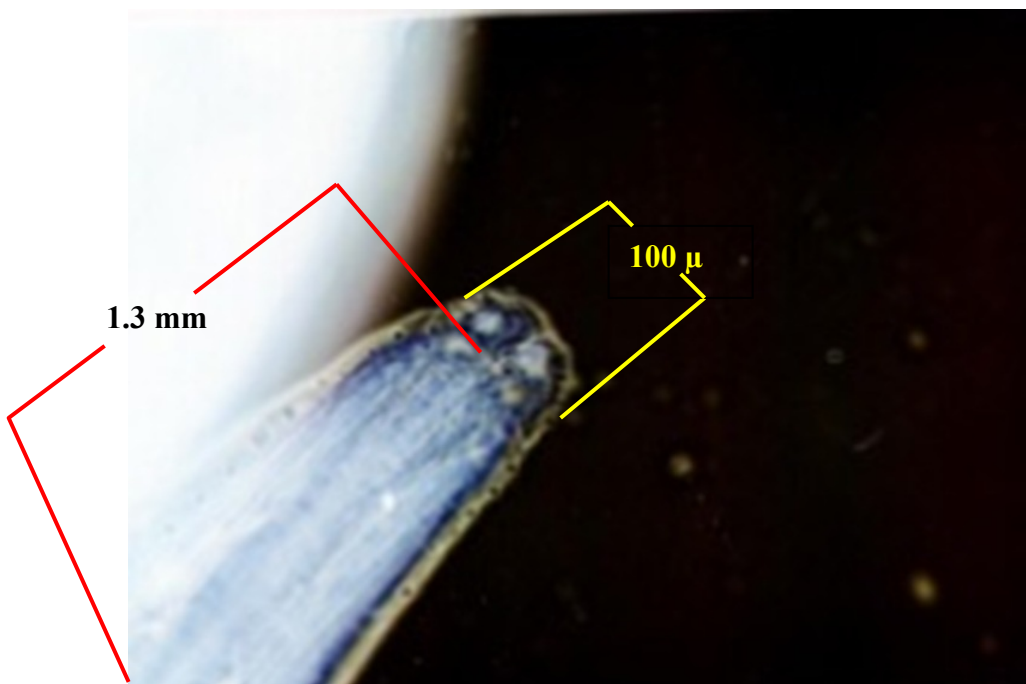


Figura 49 a. Parte anterior. Largo de labios y largo de esófago de parásito macho del género *Dujardinascaris* spp encontrado en cocodrilo de río.

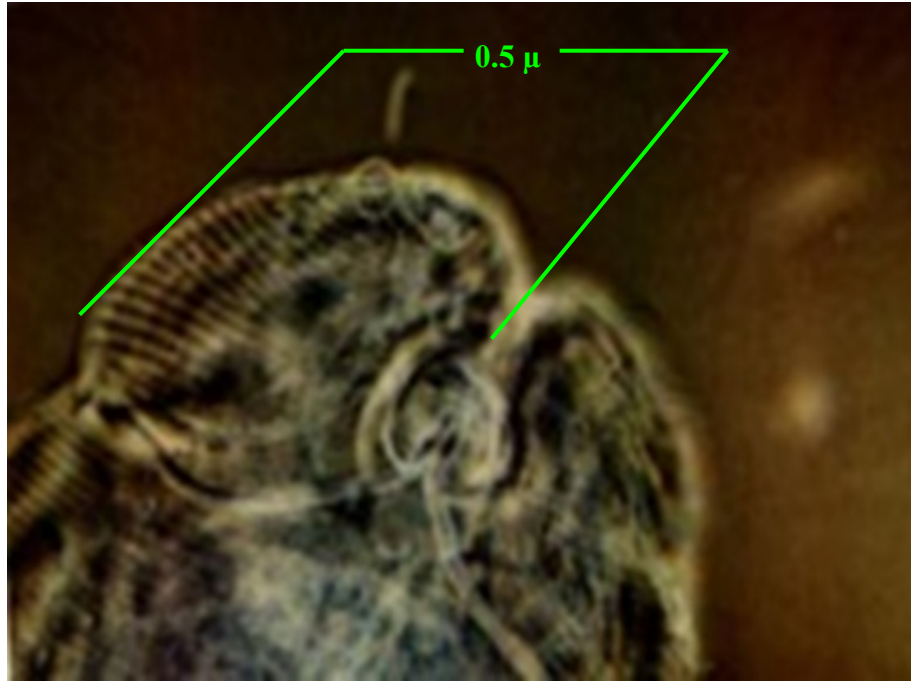


Figura 49 b. Parte anterior. Medida del interlabio de macho de ascárido del género *Dujardinascaris* spp encontrado en cocodrilo de río.



c

Figura 49 c. Macho de ascárido del género *Dujardinascaris* spp encontrado en cocodrilo de río de un largo total de 8-10mm y de ancho de 2.7mm. Cola curvada ventralmente de la punta.



Figura 50. Cocodrilos juveniles de 3 y 4 años con problemas de desnutrición antes de la rehabilitación.



Figura 50. Cocodrilos juveniles de 3 y 4 años después de la rehabilitación.



Figura 51. Inmovilización de cocodrilo adulto para examen físico antes de su liberación.



Figura 52. Reubicación de cocodrilo adulto.