



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

FACULTAD DE STUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLAN

“MANUAL PRÁCTICO DE MANEJO CLÍNICO DE AVES EXÓTICAS COMO  
MASCOTAS SILVESTRES (PSITÁCIDOS)”

# T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA  
P R E S E N T A:

BERENICE GUADALUPE GÓMEZ REZA

ASESOR: M.V.Z GERARDO LÓPEZ ISLAS



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.

## AGRADECIMIENTOS

*A mis padres Estela y Bernardo por todo lo que me han dado en la vida para poder alcanzar esta meta.*

*A mis hermanos German, Blanca, Bernardo y Ulises por todo el apoyo moral y económico que siempre me brindaron.*

*A Ignacio por toda la comprensión y paciencia que me ha dado todo este tiempo.*

*A Hugo y Rigoberto, que en su momento fueron excelentes profesores y ahora son grandes amigos.*

*A mi asesor Gerardo López por todo el apoyo y facilidades que me otorgó para la realización de ésta tesis.*

“Manual práctico de manejo clínico de aves exóticas como mascotas silvestres”

I.- Índice.....	.....
II.- Resumen.....	.....
III.-Introducción.....	.....
IV.-Material y métodos.....	.....
V.- Desarrollo.....	.....

CAPITULO 1

Descripción.....	1
Psitácidos de México.....	4
Pericos.....	4
Loros.....	7
Cotorras.....	10
Guacamayas.....	11
Psitácidos exóticos.....	12
Pericos Australianos.....	12
Carolina.....	12
Loro gris africano.....	12
Inseparables.....	13
Cacatúas.....	16

CAPITULO 2

Anatomía y fisiología.....	18
Exterior.....	19
Termorregulación y tegumento.....	20
Músculos.....	20
Esqueleto.....	21
Aparato digestivo.....	22
Aparato respiratorio.....	24
Aparato reproductor y renal.....	25

CAPITULO 3

Alimentación.....	26
-------------------	----

## CAPITULO 4

Cuidados.....	29
Pico.....	30
Uñas.....	31
Baño.....	32
Muda.....	32
Corte de plumas del ala.....	32

## CAPITULO 5

Enfermedades.....	33
Psitacosis.....	34
Aspergilosis.....	35
Parásitos.....	35
Viruela aviar.....	38
Enfermedad de Newcastle.....	39
Deficiencias nutricionales.....	39
Picoteo de las plumas por automutilación.....	41
Enfermedad de Pacheco.....	42
Neoplasias.....	43
Retención de huevo.....	45
Intoxicaciones.....	47

## CAPITULO 6

Métodos de sexaje.....	49
Dimorfismo sexual.....	50
Endoscopia.....	50
Otoscopio.....	52
Niveles hormonales.....	52
ADN.....	53

## CAPITULO 7

Manejo.....	54
-------------	----

## CAPITULO 8

Propedéutica.....	58
Reseña y anamnesis.....	62
Hoja de observación.....	65
Exploración física.....	66

## CAPITULO 9

Toma de muestras.....	71
Recolección de sangre.....	72
Plumas.....	75
Heces.....	75
Orina.....	76
Frotis e improntas.....	76
Raspados cutáneos.....	77
Aspirados o lavados.....	77
Biopsias.....	78
Examen coproparasitológico.....	78
Radiología.....	79

## CAPITULO 10

Terapéutica.....	81
Vías de administración.....	82
Fluidoterapia.....	87
Tablillas y vendajes.....	91

## CAPITULO 11

Anestesia.....	95
Inhalada.....	97
Inyectada.....	101
Discusión.....	105
Conclusiones.....	106
Anexo.....	103
Bibliografía.....	107

## RESUMEN

Los psitácidos son aves que se han convertido en mascotas de gran demanda por su colorido plumaje y su capacidad de imitar sonidos. Entre las especies mexicanas más buscadas encontramos a las guacamayas y a los loros del género *amazona*. En México existe la creencia de que los loros de cabeza amarilla y lengua negra son los que mejor hablan, cuando la habilidad para reproducir sonidos no es característico de alguna especie en particular.

La formación de parejas no es sencilla, la mayoría de los psitácidos de América y de México no tienen dimorfismo sexual, por lo que se tiene que recurrir al sexado quirúrgico. Entre las especies que presentan dimorfismo sexual aparente encontramos al: *Amazona albifrons* conocido también como perico de frente blanca, o cotorra guayabera, en las cuales por lo general los machos presentan un parche rojo en la región del ala y también al *forpus cyanopygius* conocido como periquito enano, en los cuales solo los machos tienen las plumas cobertoras de las alas azules. En los periquitos australianos la cera es de color rosa en las hembras y en el caso de los machos es de color azul, en las carolinas el color anaranjado en las mejillas es más intenso en los machos que en las hembras. En la actualidad el sexado en aves por ADN, ha tenido gran éxito, ya que se realiza con una pequeña muestra de sangre, por lo que no es necesario anestesiarse al ave.

La alimentación es otro punto importante a considerar en el alojamiento de psitácidos en cautiverio ya que el 70% de los trastornos en cautiverio se debe a deficiencias nutricionales, es muy común que en cautiverio los psitácidos se alimenten exclusivamente de semillas y mezclas comerciales, sin conocer que este tipo de dietas son elevadas en grasas y que, a la larga, producen alteraciones en los riñones e hígado, así como deficiencia de vitamina A, a diferencia de las aves que proceden de cautiverio, a las cuales se les puede ofrecer una dieta ya probada, las aves de vida libre se tienen que adaptar paulatinamente a la dieta de cautiverio, por lo general cuando son capturadas se mantienen exclusivamente con una dieta basada en maíz cocido o remojado, croquetas para perros remojadas o frutas blandas como papaya y plátano, lo más recomendable es no cambiar la dieta drásticamente y empezar a sustituirla paulatinamente. Aunque la dieta varía de una especie a otra, básicamente todos los psitácidos necesitan, además de mezclas comerciales, fruta y verdura a diario. Lo ideal es que la dieta contenga entre un 40 y un 50% de productos frescos, incluyendo frutas y verduras. Algunos de los problemas más comunes relacionados con la dieta son los siguientes: obesidad; se debe principalmente a que las aves están en una jaula pequeña y sin distracción. Los psitácidos, que al no tener que hacer, pueden comer en forma obsesiva. La dieta en base de semillas, sobre todo la semilla de girasol, es muy oleaginosa, predisponiendo acumulo de grasa en el hígado, conocido como lipidosis y causando con el tiempo insuficiencia hepática. La semilla de girasol es la de elección de las aves y aunque tengan disponible una variedad de alimentos, van a negarse a comer otras cosas mientras tengan estas semillas.

La Hipovitaminosis A es la enfermedad nutricional mas diagnosticada, y la causa mas común es la dieta a base de semillas de girasol. Hay varios problemas asociados a esta deficiencia pero lo más evidente es el sobre crecimiento de pico y uñas que llegan a deformarse. En general teniendo contemplados los principios de un buen cautiverio, como lo son el espacio, el refugio, la alimentación y limpieza, no tendremos problemas en mantener a nuestra ave en perfectas condiciones.

En cuanto a las jaulas para aves estas deben ser tan espaciosas como sea posible, la longitud debe ser mayor que la profundidad o la altura, el tamaño mínimo debe permitir la extensión de las alas del ave sin tocar los lados de la jaula, la altura debe ser tal que cuando el loro adulto se encuentre posado en su percha mas alta quede un espacio mínimo de 5 cm. por encima de su cabeza y cuando se encuentre posado en la percha mas baja exista un margen por lo menos igual por debajo de las plumas del la cola, con respecto al piso.

Las enfermedades más comunes en psitácidos son la pérdida de plumas e irritación de la piel, rinitis, sinusitis y aerosaculitis principalmente debido a la desnutrición, calidad del ambiente, falta de espacio vital en el alojamiento, facilitando la participación de bacterias saprofitas o residentes de las mucosas que complican el cuadro, estos cuadros en muchos casos conllevan a problemas oftalmológicos como conjuntivitis, la única bacteria patógena de consideración es *Chlamydophila psittaci* que es una zoonosis y donde las aves quedan en estado de portador después de recuperarse.

La mayoría de las aves con padecimientos del aparato respiratorio requieren ser hospitalizadas donde se tiene que proveer de humedad relativa y temperatura ambientales, además de la medicación y alimentación constante.

La mayoría de los signos asociados al tracto digestivo son las heces acuosas por cambios en los ingredientes de la dieta, frescura de los mismos y desequilibrio en los ingredientes de la dieta. Lo anterior facilita el crecimiento de bacterias saprofitas o residentes del tracto intestinal que causan enteritis.

Las tumoraciones son raras en la mayoría de los psitácidos a excepción de los periquitos australianos en los cuáles son principalmente lipomas y sarcomas.

Las fracturas en aves exóticas en condiciones de cautividad no son muy frecuentes a no ser que se trate de aves mantenidas en condiciones de semicautividad, ya que a este tipo de aves, se les cortan las plumas de las alas con regularidad por lo que las aves al no poder planear pueden estrellarse contra los muebles o paredes. Los vendajes mas utilizados para reparación de fracturas en alas son en forma de ocho y un vendaje ala –cuerpo.



Lo importante en la clínica aviar es llevar a cabo una consulta y llegar a un diagnóstico certero, causando el menor estrés posible al ave. Esto puede realizarse llevando a cabo los siguientes pasos:

- 1.- Tener contacto previo con el cliente y planear la consulta. (Se le indica como debe trasladar al ave, el riesgo que se corre por la manipulación y costos).
- 2.- Realizar la historia clínica detallada.
- 3.- Inspección de la jaula sucia o instalaciones
- 4.- Inspección del paciente en su jaula (esta debe ser de dos formas: que el ave esta conciente de nuestra presencia y a distancia donde no pueda vernos).
- 5.- La captura y sujeción del paciente debe ser con el menor estrés posible, el tipo de sujeción va depender del tamaño del ave, en especies pequeñas las podemos sujetar con una sola mano y examinarla con la otra y en especies grandes es necesario un ayudante.

6.- El examen físico se realiza en forma ordenada, se empieza por la cabeza del ave, el cuerpo, alas, cola, piernas y pies, se realiza de esta forma para no omitir ninguna parte del ave. Y debe ser realizado en el menor tiempo posible. La auscultación del sistema cardiovascular debe ser realizada al comienzo de la examinación física, ya que la tensión puede incrementar la frecuencia cardiaca.

7.- La toma de muestras dependerán del problema o enfermedad que presenta el ave. Una regla importante en la toma de muestras en el caso de las aves es tener un plan cuidadoso y tener la certeza de que los materiales necesarios están disponibles y a la mano, puesto que por la naturaleza de las aves, como son el tamaño, fragilidad y su predisposición a estrés, quizá no tengamos una segunda oportunidad de repetir la muestra. Las muestras clínicas más frecuentemente empleadas en aves son: sangre, plumas, heces, uratos, frotis y/o improntas, aspirados, raspados cutáneos y biopsias.

Al igual que en pequeñas especies tenemos diferentes vías de administración de medicamentos: oral (en el pico, en el agua de bebida y en alimento), Tópica (local, nebulización, espolvoreo y enema) parenteral (intramuscular, subcutánea, intravenosa, intraósea e intraperitoneal), sin embargo es necesario destacar la intramuscular ya que esta se aplica en la región de la pechuga y la intraósea, esta es de gran importancia en aves ya que la podemos utilizar cuando es necesario hospitalizarlas para administrar líquidos o medicamentos y no podemos utilizar la vía endovenosa, debido a la fragilidad de las venas en las aves.

A pesar del pequeño tamaño de algunas aves es posible realizar terapia de fluidos, utilizando la vía intraósea y agujas del calibre adecuado para cada especie, con una regla general de 50ml / kg cada 24 hrs.

## INTRODUCCION

En la actualidad algunas especies silvestres han ganado popularidad como mascotas, por lo que los médicos veterinarios especialistas en pequeñas especies tienen la necesidad de actualizar y ampliar sus conocimientos en estas especies. En México por su distribución geográfica así como por su conformación ecológica, tiene una amplia variedad de climas que lo hacen poseedor de una gran riqueza natural, esta incluye fauna y cuenta con la mayor diversidad de reptiles, anfibios, aves y mamíferos. Lo cual hace que México se encuentre dentro de los 10 países con mayor biodiversidad del mundo.<sup>29</sup> El problema de la extinción en México es grave, la poca información disponible indica que un número considerable de especies de vertebrados se ha extinguido del país. Es interesante notar que la mayoría de las especies han desaparecido por la modificación o destrucción de su hábitat, la explotación indiscriminada y la introducción de especies exóticas.<sup>13</sup>

No cabe duda que entre las aves más apreciadas como mascotas, tanto en México como en el resto del mundo, se encuentran las psitácidas (loros, pericos y guacamayas). De la familia de los psitácidos existen 22 especies mexicanas, de las cuales 7 de ellas son endémicas.

Muchas de las cualidades que presentan estas aves, han contribuido a su popularidad, siendo también la razón por la cual varias de estas especies están desapareciendo: la mayoría presentan un colorido vistoso, un aspecto agradable y se adaptan relativamente fácil al cautiverio, su mantenimiento es sencillo y son, en general, especies longevas que llegan a vivir incluso tanto como una persona (se ha documentado el caso de una guacamaya que llegó a vivir 64 años). Pero sin lugar a dudas ha sido su habilidad para imitar diversos sonidos (incluyendo la voz humana), lo que les ha distinguido entre otras aves y les ha dotado de un gran carisma. Sin embargo no todos los psitácidos pueden hablar, pero no por ello se han salvado de la persecución humana. En este caso se encuentran los mayores representantes de esta familia: las guacamayas, que por su tamaño y colorido se encuentran entre las especies más codiciadas.<sup>33</sup>

Con el fin de comprender la conducta de un loro, es necesario considerar varias características únicas de estos animales. Primero, debe reconocerse la naturaleza extremadamente gregaria de estas aves. Antes de adquirir un loro es necesario considerar el horario diario y determinar si es posible ser un compañero para el ave, además de brindarle todos los cuidados que esta requiere.<sup>9</sup>

Otras de las especies de psitácidos que han ganado popularidad son los denominados Agapornis que son loros de tamaño pequeño procedentes de las zonas tropicales de África, comúnmente se les llama también “inseparables” por la estrecha vinculación que une al macho con la hembra. Estas aves se adaptan a la vida en cautividad, sin embargo hay que tener en cuenta que no sobreviven mucho tiempo en la soledad.

Las aves representan uno de los grupos más diversos de vertebrados que se adquieren como mascotas. Tratar con esta enorme diversidad es parte del reto de la medicina aviaria. Esta ha experimentado muchos cambios en los últimos años con avances particularmente importantes en las enfermedades infecciosas de las aves y el cuidado pediátrico.

Es especialmente importante que los veterinarios relacionados con la práctica de la medicina aviar tengan conocimiento sobre zoonosis. Enfermedades como la psitacosis y la salmonelosis pueden sugerirse directamente a huéspedes aviares.<sup>17</sup> Aunque se considera que la psitacosis es la enfermedad zoonótica de aves más importante quizá no siempre es la afección de mayor preocupación cuando se asesora a un cliente.

También es importante reconocer que algunas zoonosis incluyen de manera indirecta aves como reservorios, huéspedes o contribuyen en otras formas (trematodiasis, encefalitis, influenza, micosis sistémica).<sup>23</sup>

La aspergilosis es una infección poco contagiosa de las aves de compañía y silvestres, la forma aguda es más frecuente en aves silvestres o en psitácidos en malas condiciones sanitarias, ocurre después de la inhalación de una gran cantidad de esporas. La forma crónica es más frecuente en psitácidos después de una situación de estrés o un estado de inmunosupresión.

Otro de los problemas más comunes en los psitácidos son los problemas nutricionales como la deficiencia de vitamina A, deficiencia de yodo, obesidad, lipidosis hepática y enfermedad por depósito de hierro (hemocromatosis). La hemocromatosis algunas veces se asocia con la ingestión excesiva de hierro en la dieta, el estrés también puede desempeñar un papel importante. Una dieta que contenga hierro a < 40 mg/kg puede ayudar a prevenir la enfermedad, aunque esto es difícil de conseguir.<sup>19</sup>

## MATERIAL Y METODOS

El presente trabajo tomo como base un cuestionario realizado a 50 médicos veterinarios zootecnistas especialistas en pequeñas especies de la ciudad de México (D.F y Edo. de México); el cual fue realizado directamente en la clínica de algunos de ellos y otros por vía telefónica, en el periodo del 25 de febrero al 14 de abril del 2005.

El cuestionario estuvo conformado de 10 preguntas, las cuales fueron basadas en la tesis de Santos, M. T. 1996.<sup>36</sup>

Los resultados de los cuestionarios fueron:

<b>Especie</b>	<b>Casos citados</b>
Aves	43
Boa	5
Coatí	1
Erizo pigmeo	2
Hámster	31
Hurones	21
Iguana verde	18
León	1
Mono araña	6
Mono titi	3
Salamandra	6
Tarántula	3
Tortugas	38

Con lo anterior podemos concluir que las aves son de las especies silvestres con mayor popularidad, ya que de 50 médicos entrevistados, 43 han atendido algún tipo de especie aviar.

Para realizar esta tesis, además de saber que mascota silvestre es la más común debemos saber que especies aviares llevan con mayor frecuencia a clínicas veterinarias.

Dando como resultado la siguiente tabla:

<b>Especie</b>	<b>Casos citados</b>
Agapornis	19
Águila	2
Búho	5
Cacatúa	12
Canarios	32
Cardenales	6
Guacamayas	19
Halcón Harris	4
Loros	34
Ninfas	15
Pavorreal	7
Periquitos australianos	41
Tucán	2

Esta tabla nos de cómo resultado 198 casos, por lo cuál podemos concluir que a un solo médico le han llevado a consulta dos o tres especies diferentes de aves.

Las causas que motivaron la consulta fueron:

<b>Motivo</b>	<b>Porcentaje</b>
Información general sobre su cuidado	10%
Problemas respiratorios	35%
Problemas digestivos	30%
Deficiencias nutricionales	25 %

Tomando como referencia los motivos de la consulta de las especies antes mencionadas las deficiencias de los médicos veterinarios fueron: el manejo (método adecuado de sujeción), falta de conocimiento de las mismas (taxonomía), los posibles fármacos para tratar afecciones respiratorias y digestivas. Las dosis para tranquilización, sedación y anestesia.

# CAPITULO 1



## DESCRIPCION

La clase de las aves comprende una diversidad de especies (cerca de 9040) de formas y tamaños variados. Se clasifican en ordenes, familias, géneros, especies y subespecies, conforme a las características morfológicas y mas recientemente por las semejanzas y diferencias en el ADN.<sup>13</sup>

Los psitácidos tienen características físicas marcadas, las aves de este orden presentan un pico fuerte, curvo y maxilar superior móvil que permite movimientos horizontales y mordidas poderosas, esto permite que los psitácidos se especialicen en la ingestión de semillas, quebrando las cáscaras duras sin mucha dificultad. La lengua es gruesa, sensible y rica en papilas gustativas, capaz de maniobrar el alimento en el pico para triturarlo antes de la ingestión.

La mayoría de las especies son monomórficas siendo necesarios exámenes de ADN o endoscopia para determinar el sexo del ave.

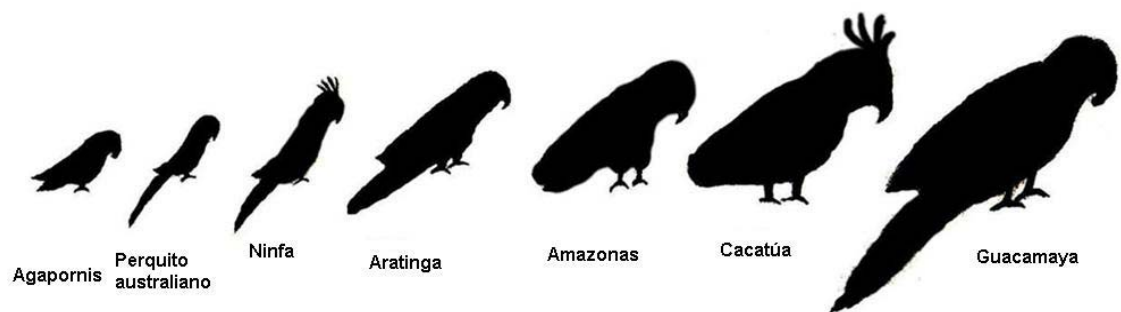
Los psitácidos comprenden 330 especies. En México existen alrededor de 30 especies de psitácidos La mayoría de las especies mexicanas son verdes y entran en algunas de las siguientes categorías básicas:<sup>7</sup>

a) Pericos pequeños: con la cola puntiaguda o en forma de cuña y alas puntiagudas.

b) Guacamayas: grandes de cola larga y delgada.

c) Loros y cotorras: rechonchos, con la cola cuadrada.

Gráfica de comparación<sup>7</sup>



Ejemplo de algunos psitácidos más comunes o conocidos en México<sup>18,33, 38</sup>

NACIONALES		EXOTICOS	
Nombre común	Nombre científico	Nombre común	Nombre científico
Perico catalina	( <i>Forpus cyanopygiu</i> )	Inseparables	( <i>Agapornis</i> )
Perico barado	( <i>Bolborhynchus lineola</i> )	Periquito Australiano	( <i>Melopsittacus undulatus</i> )
Perico ala amarilla	( <i>Brotogeris jugularis</i> )	Ninfa	( <i>Nymphicus hollandicus</i> )
Loro cabeza oscura	( <i>Pinopsitta haematotis</i> )	Cacatúa Salomón	( <i>Cacatúa ducorpssi</i> )
Perico frente naranja	( <i>Aratinga Canicularis</i> )	Cacatúa abanderadaza	( <i>Cacatua leadbeateri</i> )
Perico pecho sucio	( <i>Aratinga aztec</i> )	Cacatúa copete blanco	( <i>Cacatua alba</i> )
Perico mexicano	( <i>Aratinga holochlora</i> )	Cacatúa moluca	( <i>Cacatua moluccensis</i> )
Loro corona blanca	( <i>Pionus seniles</i> )	Cacatúa maño amarillo	( <i>Cacatua galerita</i> )
Loro frente blanca	( <i>Amazonas albifrons</i> )	Loro gris africano	( <i>Psittacus Erithacus</i> )
Loro yucateco	( <i>Amazona xantholora</i> )		
Loro tamaulipeco	( <i>Amazona viridigenalis</i> )		
Loro corona lila	( <i>Amazona finschi</i> )		
Loro cachete amarillo	( <i>Amazona autumnalis</i> )		
Loro cabeza amarilla	( <i>Amazona oratrix</i> )		
Loro nuca amarilla	( <i>Amazona auropalliata</i> )		
Loro corona azul	( <i>Amazona farinosa</i> )		
Cotorra serrana oriental	( <i>Rhynchopsitta terrisi</i> )		
Cotorra serrana occidental	( <i>Rhynchopsitta pachyrhyncha</i> )		
Guacamaya roja	( <i>Ara macao</i> )		
Guacamaya verde	( <i>Ara militaris</i> )		

Tabla. 1



**PERICOS** 18,33,38

**Perico catarina** (*Forpus cyanopygiu*)

Nombre común: catarinos, catalina, cotorritas, perico enano, perico mexicano y periquito.

Localización: vertiente del Pacífico desde el sur de Sonora hasta Colima. Se encuentra en bosques de galería y deciduos, principalmente en tierras bajas y colinas.

El cuerpo es de color verde en el pecho tienen algunas tonalidades amarillas y en las plumas de las axilas presentan un tono azul turquesa

Longitud: 13 cm.



Fig. 1

**Perico barrado** (*Bolborhynchus lineola*)

Nombre común: Perico catarina y perico serrano.

Localización: vertiente del Atlántico desde el centro de Veracruz, Norte de Oaxaca e interior de Chiapas. Principalmente en bosques montañosos en zonas subtropicales, en ocasiones frecuentan selvas tropicales en América Central.

El cuerpo es de color verde presentando líneas negras en el dorso y plumas negras en las alas.

Longitud: 16 cm.



Fig. 2

**Perico ala amarilla** (*Brotogeris jugularis*)

Nombre común: cotorra guayabera, cotorra montañesa y perico señorita.

Localización: vertiente del Pacífico desde el este de Oaxaca hasta Honduras. Se encuentra en áreas arboladas o parcialmente arboladas, incluyendo arbustos, bosques deciduos, secos y húmedos, tolera los poblados humanos y frecuenta parques y jardines.

El cuerpo es de color verde, tiene el pecho y las plumas de las axilas de color amarillo, la corona y el occipucio tienen una tonalidad azul

Longitud: 18 cm.



Fig. 3

Imágenes tomadas de: Peterson, 1973.

### Perico cabeza oscura (*Pionopsitta haematotis*)

Nombre común: cabeza de turco, perico cabeza negra, perico moro y periquito cabeza negra.

Localización: vertiente del Atlántico desde el sur de Veracruz hasta Honduras. Reportado en selva tropical primaria y densa en Oaxaca así como bosque de niebla de baja elevación, campos abiertos con pastos y árboles esparcidos, y en plantaciones.

El cuerpo es de color verde, la cabeza y las plumas primarias son de color negro y en el pecho pueden presentar una tonalidad café.

Longitud: 21cm.



Fig. 4

### Perico frente naranja (*Aratinga canicularis*)

Nombre común: cotorrita, cotorra atolera, perico atolero, pericos marcianos y periquillo.

Localización: vertiente del Pacífico desde Sinaloa hasta el Salvador y Honduras. Habita en campos ligeramente arbolados o áreas abiertas con árboles esparcidos en tierras bajas áridas y semiáridas, incluyendo bosques espinosos y bosques deciduos tropicales. El cuerpo es de color verde con una tonalidad amarilla en el pecho, la frente es de color anaranjada y la corona de color azul.

Longitud: 24 cm



Fig. 5

### Perico pecho sucio (*Aratinga nana (=astec)*)

Nombre común: perico atolero, perico azteca, periquito, periquito pecho café.

Localización: vertiente del Atlántico desde el sur de Tamaulipas hasta Honduras. Principalmente en bosques y bordes de bosque (especialmente los adyacentes a los ríos) se ha reportado en áreas áridas (Veracruz) y campos abiertos con árboles aislados.

El cuerpo es de color verde con el pecho café y en las plumas primarias presentan una ligera tonalidad azul.

Longitud: 26 cm.



Fig. 6

Imágenes tomadas de: Peterson, 1973.

## Perico mexicano (*Aratinga holochlora*)

Localización: en todo tipo de hábitat arbolado excepto selva alta tropical, en el noreste de México principalmente en altiplanos, con algo de movimientos hacia bosques deciduos secos de bajas elevaciones durante la época no reproductiva.

El cuerpo es de color verde, presentan el anillo orbital gris y algunos tienen plumas anaranjadas en el pecho.

Longitud: 33 cm. Peso: 230 gr.

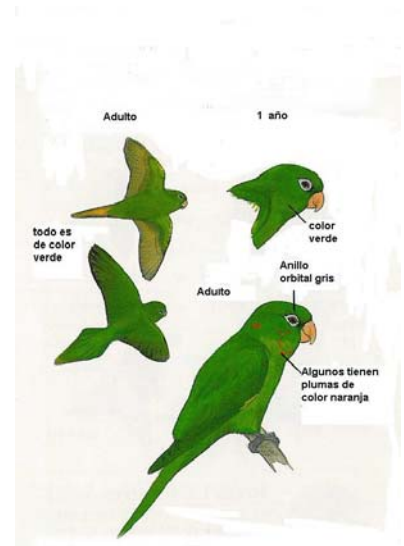


Fig. 7

Imagen tomada de: Sibley, 2000.

**Loro corona blanca (*Pionus senilis*)**

Nombre común: loro viejito o cotorro viejito.  
 Localización: vertiente del Atlántico desde el sur de Tamaulipas hasta Honduras, habita principalmente en bosque húmedo (incluyendo selva alta tropical), pero también en bosque de pino y encino.  
 El cuerpo presenta varias tonalidades de verde y azul, la región de la alúla es de color café y la corona es de color blanco.  
 Longitud: 24 cm.



Fig. 8

Imagen tomadas de: Peterson, 1973.

**Loro frente blanca (*Amazona albifrons*)**

Nombre común: loro cabeza de manta, catarino, cotorra guayabera, cotorra oaxaqueña, cucha, frente blanca, loro, loro manglero, perico gordo.  
 Localización: Vertiente del Pacífico desde el Sur de Sonora hasta Honduras (ausente en Colima y Michoacán). El cuerpo es de color verde, tiene anillo perioftálmico de color rojo, corona azul y frente blanca, se puede diferenciar el macho de la hembra ya que el macho presenta plumas rojas en la zona de la alúla y la hembra no.  
 Largo: 25 cm. Peso: 200gr



Fig. 9

**Loro yucateco (*Amazona xantholora*)**

Nombre común: E'Xikín (que significa "oreja sucia"), loro, loro de cachetes oscuros, loro mejillas negras, loro de mejilla negra y loro de oreja café.  
 Localización: Se encuentra en la península de Yucatán (incluyendo Cozumel), hasta el Norte de Belice.  
 En Yucatán habitan principalmente bosques tropicales, su preferencia exacta es desconocida debido a la dificultad de distinguir a esta especie con *Amazona albifrons* en el campo.  
 Presenta los mismos colores que el *Amazona albifrons*, pero en la zona auricular tiene plumas de color negro.  
 Longitud: 25 cm.



Fig. 10

Imágenes tomadas de: Sibley, 2000.

### Loro tamaulipeco (*Amazona viridigenalis*)

Nombre común: Cotorra, cotorra amapola, cotorra barranquera, cotorra cabeza roja, cotorra de frente roja, loro de frente rojo, loro frente roja y perico frentiroja.

Localización: En la vertiente del Atlántico desde el este de Nuevo León y Tamaulipas al norte de Veracruz. Se encuentra en bosques deciduos, de galería y áreas siempre verdes en zonas tropicales. El cuerpo es de color verde con la corona y la frente de color rojo, las plumas primarias y la nuca son de color azul, presenta anillo perioftálmico de color gris.

Longitud: 30cm Peso: 300gr

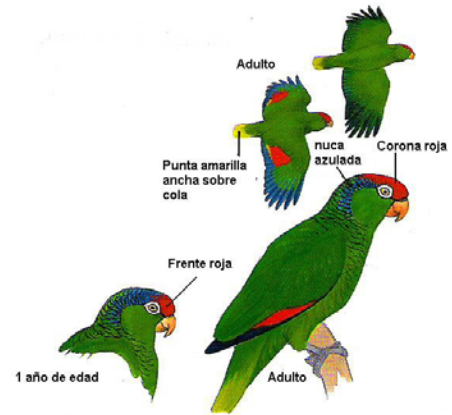


Fig. 11

### Loro corona lila (*Amazona finschi*)

Nombre común: Cotorra cabeza lila, cotorra guayabera, cotorra montañesa, pericón, perico gordo, loro, loro del pacífico, loro montañés, perico atolero, perico frente violeta, perico huasteco y perico guayabero.

Localización: vertiente del Pacífico desde el Sur de Sonora y Suroeste de Chihuahua hasta Oaxaca. Habita en las colinas y montañas arboladas, desde la zona tropical con bosques deciduos hasta bosques de encino y pino, con una preferencia por cañadas con vegetación frondosa a lo largo de la orilla de arroyos.

El cuerpo es de color verde, la frente roja, la corona y nuca de color lila.

Longitud: 32 cm. Peso: 300gr

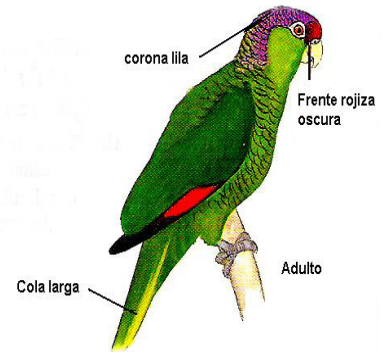


Fig. 12

### Loro cachete amarillo (*Amazona autumnalis*)

Nombre común: Cotorra cucha, cotorra guayabera, loro cachetes amarillos, loro mejilla amarilla, loro papagayo, perico cachete amarillo.

Localización: vertiente del Atlántico desde el Sur de Tamaulipas hasta Honduras. Frecuenta un amplio rango de hábitat boscoso y abierto con árboles, incluyendo selva tropical, bosque deciduo tropical, de pinos, manglares, pantanos arbolados, áreas cultivadas con árboles altos, y plantaciones.

El cuerpo es de color verde con frente roja, cera oscura y un poco de amarillo en las mejillas.

Longitud: 34 cm



Fig. 13

Imágenes tomadas de: Sibley, 2000.

### Loro cabeza amarilla (*Amazona oratrix*)

Nombre común: Cotorra real, escarlata, loro, loro hablador, loro huasteco, perico de cabeza amarilla y perico cabeza de sol.

Localización: Se localiza en la vertiente del Pacífico desde Jalisco hasta Oaxaca, vertiente del Atlántico desde el este de Nuevo León y Tamaulipas, hacia Tabasco y norte de Chiapas. Frecuentan sabanas, bosque tropical deciduo, bosque espinoso denso, bosque de pantano en el pacífico, altiplanos boscosos siempre verdes y áreas cultivadas con árboles.

El cuerpo es de color verde, cabeza amarilla y plumas rojas en la zona de la alúla.

Longitud: 35cm.



Fig. 14

### Loro nuca amarilla (*Amazona auropalliata*)

Nombre común: Loro chiapaneco, loro juchiteco, loro tehuano, señorita y catarina.

Localización: En la frontera sur de Oaxaca hacia el sur por la franja costera del Pacífico hasta Costa Rica. Habita bosques semiáridos, arbustivos áridos y sabanas (incluyendo bosques de pino), bosques deciduos tropicales y bosques de pantanos del Pacífico.

El cuerpo es de color verde con nuca amarilla y pico oscuro, algunos pueden tener amarillo en la frente

Longitud: 35 cm



Fig. 15

### Loro corona azul (*Amazona farinosa*)

Nombre común: Catarina, loro cabeza azul, loro cacique, loro chiapaneco, loro de cabeza azul, loro palencano, loro real, perico atolero y perico frente azul.

Localización: Se localiza en la vertiente del Atlántico desde el Sur de Veracruz hasta Honduras. Principalmente en selva tropical densa y húmeda, especialmente cerca de zonas aclaradas y bordes de bosque.

El cuerpo es verde con anillo orbital blanco y tonalidades de azul en nuca y frente.



Fig. 16

Imágenes tomadas de: Sibley, 2000.



**Cotorra serrana oriental** (*Rhynchopsitta terrisi*)

Nombre común: cotorra, cotorra serrana, guaca, guacamaya, guacamaya enana, guacamaya enana oriental, guacamaya serrana y loro de pico grueso oriental.

Localización: En la Sierra Madre Oriental, en el sureste de Coahuila, sur de Nuevo León y suroeste de Tamaulipas. Anidan en cavidades rocosas en peñascos de roca caliza en o cerca de bosques mixtos de coníferas, por lo general de forma colonial.

El cuerpo es de color verde, tiene la frente y una línea en la parte superior de los ojos de color marrón.

Longitud: 38cm<sup>15, 34</sup>



Fig. 17

Imagen tomada de: Peterson, 1973

**Cotorra serrana occidental** (*Rhynchopsitta nachvrhvncha*)

Nombre común: Cotorra, cotorra de pico duro, guaca, guacamaya enana, loro de pico grueso occidental mexicano y perico pico ancho.

Localización: Sierra Madre Occidental, desde Chihuahua al oeste de Michoacán.

El cuerpo es de color verde con plumas rojas en la frente y en la zona de la alula, plumas coberteras amarillas y pico negro.

Longitud: 38 cm.



Fig. 18

Imagen tomada de: Sibley, 2000.

## GUACAMAYAS <sup>13,33</sup>

Las guacamayas son psitácidos muy elegantes. Existen varias especies, hecho que permite explicar por que criadores inexpertos que aparean dos aves de distintas especies son incapaces de obtener descendencia.

### - Guacamaya verde (*Ara militaris*)

Existen en las selvas lluviosas tropicales desde Brasil hasta México: Principalmente en colinas, en terrenos montañosos, en áreas arboladas con cañones, entre 500 a 1500 msnm. Se localizan en parejas o pequeños grupos (hasta 10), pero se han reportado grupos mayores en dormideros. Alcanzan una longitud de 80-95 cm. en su edad adulta.

### - Guacamaya roja (*Ara macao*)

Actualmente sólo existen dos poblaciones, una se encuentra en la Selva Lacandona en Chiapas, estimada en 200 parejas, y una pequeña en los Chimalapas (zona selvática en Chiapas y Oaxaca). Se localizan generalmente en parejas, grupos de 3-4 aves y parvadas con cerca de 30 hasta 50 aves en dormideros comunales en árboles altos (incluyendo manglares); a menudo percha en la copa de árboles altos. En su edad adulta llegan a medir de 65-75cm.



Fig. 19

Imagen tomada de: Peterson, 1973.



## PSITACIDOS EXÓTICOS

### **Periquito Australiano** (*Melopsittacus undulatus*)

Es originario de Australia, concretamente de las regiones de Nueva Gales del Sur y de Queensland al este del continente. En un ambiente óptimo vive de 15-20 años. El periquito común se caracteriza por su tamaño que oscila entre los 18 y 22 cm. de longitud, el color del plumaje se establecerá sobre uno básico que variara según los tipos, luego, habrá otro que determinara las manchas, las cuales estarán bien definidas si de un buen ejemplar se trata.

Actualmente el periquito ondulado ofrece numerosas variedades de plumaje, pero todavía dichas mutaciones no están consideradas como especies establecidas, es decir solo constituyen “tipos” dentro de este género.<sup>21,16</sup>



Fig. 20

Imagen tomada de: [www.criaderocamila.com](http://www.criaderocamila.com)

### **Carolina** (*Nymphicus hollandicus*)

La carolina es más esbelta que los periquitos australianos, mide 30cm de longitud con una cola larga y afilada. La cabeza presenta una cresta puntiaguda. El cuerpo de color gris y con diferencias de plumajes entre los sexos. Los machos adultos poseen una cara de color amarillo brillante y una mancha circular de color naranja en las mejillas. Las hembras adultas disponen de solo un ligero vestigio de color amarillo en la cara, y la mancha circular de la mejilla es de un color naranja mucho más sucio que en el macho. Los machos deben cumplir dos años para mostrar su plumaje brillante, aunque sus colores comienzan a diferenciarse a partir de los seis meses

Las carolinas son las más fáciles de criar de todas las aves.<sup>4</sup>



Fig. 21

Imagen tomada de: [www.elmundodelospitacodos.com](http://www.elmundodelospitacodos.com).

### **Loro gris africano** (*Psittacus erithacus*)

Nacidos en las selvas centrales y occidentales de África y muy longevos (pueden llegar a vivir hasta 60 años), estos loros son capaces no sólo de imitar la voz humana, sino de reproducir otro tipo de sonidos tales como el timbre de la puerta o el tono del teléfono. Su capacidad de aprendizaje es sorprendente.

Son de color gris, tienen la cara desnuda, los ojos son de color amarillo, pico negro, patas gris oscuro y las plumas de la cola y coberteras inferiores son de color rojo. Las hembras son más pequeñas que los machos, además la parte baja del cuerpo es de color gris blanquecino, el iris en las hembras es de forma elíptica y en los machos circular. Llegan a medir 35 cm. en su estado adulto con un peso de 400 a 430gr.<sup>18</sup>



Fig. 2

Imagen tomada de: [www.naturalia.org.mx](http://www.naturalia.org.mx).

## INSEPARABLES <sup>16, 21,24</sup>

Los agapornis (inseparables) son un género de loros de pequeño tamaño procedentes de las zonas tropicales de África y Madagascar. El nombre de inseparables se debe a la estrecha vinculación que une al macho con la hembra. La talla de estas aves oscila entre los 14 y los 17 cm. de longitud, reduciéndose a 10 cm. en los inseparables Liliana y aumentado a los 18 cm. en los inseparables Abisinia. Son de plumaje vistoso y de cola corta puesto que poseen un apéndice caudal muy pequeño.

Dentro de este género podemos destacar nueve especies:

### **Inseparable liliana (*Agapornis lilianae*)**

Su plumaje es verde pero su característica mas sobresaliente es la presencia de una mascara rosada en la cara y anillos blancos alrededor del ojo, el pico es rojo, la garganta y las mejillas presentan un color rojo-anaranjado.

Longitud: 12 cm



Fig. 23

### **Inseparables de cabeza roja (*Agapornis pullaria*)**

Su plumaje es verde oscuro, parecido a los Aratinga (pericos), aunque el pico la cara y el cuello son rojos. Por regla general los inseparables de cabeza roja presentan dificultad para quien desee reproducirlos en cautividad, ya que las posibilidades de éxito son escasas.

Longitud: 14cm



Fig. 24

Imágenes tomadas de: [www. agapornis.com](http://www.agapornis.com)

### **Inseparables de collar negro (*Agapornis swinderniana*)**

El plumaje es verde aunque presenta las coberteras de la cola de color azul con tonalidades rojo-oscuro. Las coberteras primarias y las timoneras centrales son negras, además del collar en la parte posterior del cuello y el pico que también son negros.

Longitud: de 13 a 14 cm.



Fig. 25

Imagen tomada de: [www. animall.net.com](http://www.animall.net.com)

### **Inseparables de cabeza gris** (*Agapornis cana*)

Su plumaje también es verde, aunque a diferencia del inseparable de cabeza roja, éste presenta cabeza y cuello de un color gris claro. La cola es verde y posee una línea oscura que le atraviesa. Dichas aves no se adaptan a temperaturas demasiado crudas, por lo que es aconsejable adaptarlos a una temperatura cálida para su buen desarrollo.

Longitud: 14 cm.



Fig. 26

### **Inseparable enmascarado** (*Agapornis personata*)

Es parecido al inseparable cabeza negra. su característica principal radica en que la cabeza es completamente negra, el pico es rojo y los ojos están rodeados de un collarín blanco. Por regla general la hembra suele ser de tamaño un poco mayor con respecto al macho.

Longitud: 14 cm.



Fig. 27

### **Inseparables de cabeza negra** (*Agapornis nigrigenis*)

Se le reconoce muy fácilmente por la corona circular de color blanco que rodea los ojos, en contraste con el color castaño de su globo ocular. El colorido de su plumaje es verde, aunque el cuello y la nuca son amarillentos. Una de sus características principales es el color negruzco de sus mejillas y el pico de color rojo.

Longitud: 14 cm.



Fig. 28

Imágenes tomadas de: [www. agapornis.com](http://www.agapornis.com)

### **Inseparable fischer** (*Agapornis fischeri*)

Su plumaje es verde aunque la frente presenta tonalidades anaranjadas, las mejillas y la garganta tienen un color rojo pálido. El pico y los ojos se caracterizan por que están rodeados de color blanco.

Longitud: 15 cm.



Fig.29

### **Inseparable rosa** (*Agapornis roseicollis*)

Su plumaje es verde intenso aunque la frente es color rojizo, la garganta y las mejillas adquieren tonalidades anaranjadas, la rabadilla es de color azul turquesa y la cola verde azulada con algunos matices de color rojo intenso y negro. El pico es rojo y los ojos están rodeados de una aureola de color blanco. La temperatura debe ser templada y más bien cálida privada de corrientes de aire, puesto que podría resultar nocivo para su salud.

Longitud: 17 cm.



Fig. 30

### **Inseparable de Abisinia** (*Agapornis taranta*):

Su plumaje es de color verde brillante, pero una característica básica de los abisinia es la presencia del color rojo en la frente. Por lo que a la reproducción respecta los Abisinia no se reproducen fácilmente.

Longitud: 17 cm.



Fig. 31

Imágenes tomadas de: [www. agapornis.com](http://www.agapornis.com)

## CACATUAS <sup>18</sup>

### **Cacatúa Salomón** (*Cacatúa ducorpsli*)

La Cacatúa de Salomón es endémica de las islas de Salomón, en Oceanía al este de Nueva Guinea. El peso es de unos 360 gramos.<sup>15</sup>  
Tiene una longitud de 31 a 35 cm



Fig. 32

### **Cacatúa Abanderada** (*Cacatúa leadbeateri*)

La cacatúa abanderada habita el interior de Australia Occidental, la parte suroeste del territorio del norte, Australia Meridional, el suroeste de Queensland, la parte oeste de Nueva Gales del sur y el noroeste de Victoria. Alcanza una longitud de 35 cm. con la cola y un peso de 300 a 435 gr.



Fig. 33

### **Cacatúa Copete Blanco** (*Cacatua alba*)

La Cacatúa Copete Blanco (*Cacatúa alba*) es natural de las Molucas al noreste de Nueva Guinea. El plumaje es blanco, excepto por un tono amarillento bajo las alas y la cola. La cresta en esta especie es de color blanco. De longitud alcanza los 46 cm. con un peso de 550 gramos.



Fig. 34

### **Cacatúa moluca** (*Cacatúa moluccensis*)

La cacatúa de las Molucas habita en las islas Seram, Saparua y Haraku en el sur de las Molucas, en Indonesia debido a la caza indiscriminada, está cercana a la extinción. Alcanza un Tamaño de 50 cm. con la cola y un peso de 850 gr. en estado adulto.



Fig. 35

### **Cacatúa copete amarillo** (*Cacatúa galerita*)

La Cacatúa copete o moño amarillo es natural de Nueva Guinea, Australia, Tasmania y otras islas pequeñas, próximas a éstas.

En el plumaje predomina el color blanco excepto por las plumas de la cresta que son largas y amarillas. La cresta es curvada hacia adelante. Las plumas de las alas y la cola en su parte de abajo o inferior son amarillentas. El pico es negro. La piel alrededor de los ojos es blanca azulosa. De longitud logra de 38 a 51 cm. El peso es de unos 820 a 970 gramos.



Fig. 36

Imágenes tomadas de: [www.elmundodelospitacidos.com](http://www.elmundodelospitacidos.com).

# CAPITULO 2



## ANATOMIA Y FISILOGIA

## EXTERIOR

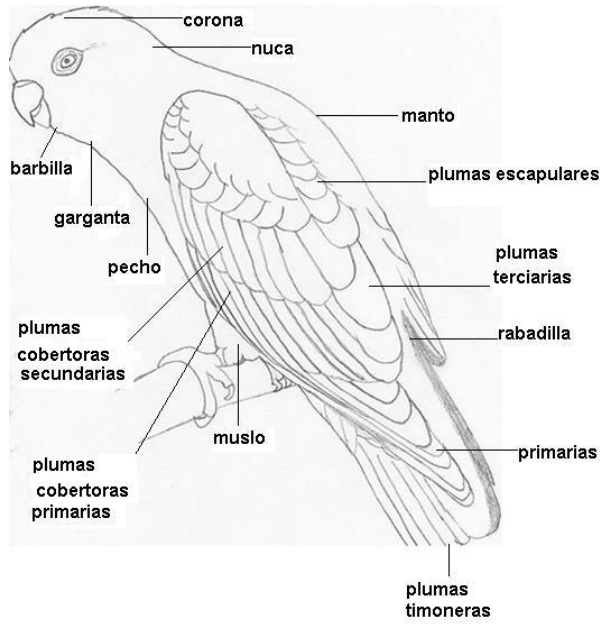


Fig. 37 Descripción del exterior de un ave de una cacatúa

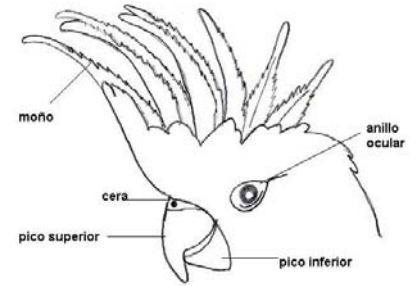


Fig. 38 Descripción de la cabeza

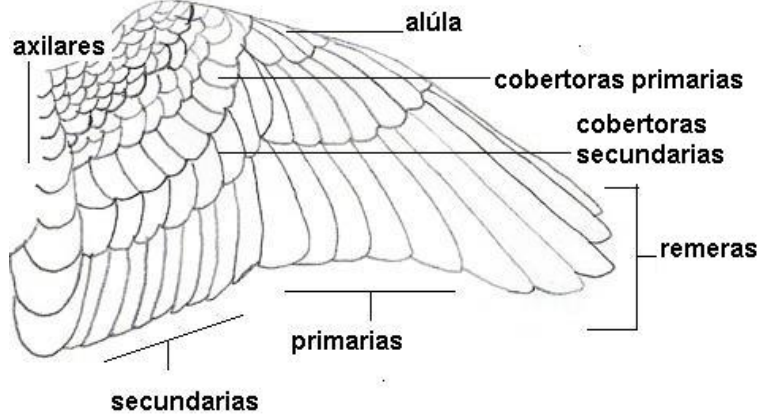


Fig. 39 Ala vista dorsal

Imágenes tomadas de: Forshaw, 1972.



## TERMO REGULACION Y TEGUMENTO

La temperatura corporal de las aves oscila desde 40.0 C° hasta lo 44 C° con una media de 42.1 C°, las aves carecen de glándulas sudoríparas, la evaporación de agua en la amplia superficie de los alvéolos pulmonares y en las membranas de los sacos aéreos es un mecanismo eficaz para la pérdida del calor.

Las plumas de las aves suponen una evolución a partir de las escamas de los reptiles y son de cinco clases distintas:

1.- Plumas para el vuelo presentes en alas y cola. Estas últimas llamadas timoneras y todas proceden del pigostilo, las de las alas son llamadas remeras. Ambas disponen de un eje central llamado raquis, que es hueco en su base.

2.- Las plumas coverteras recubren la mayor parte del cuerpo y de las alas, proporcionando a las aves forma aerodinámica al mismo tiempo que les den aislamiento y coloración.

3.- El plumón esta constituido por plumas pequeñas suaves y en forma de copos con tallos cortos, forman el plumaje de las aves recién nacidas y aparecen bajo las plumas coberteras de las adultas.

4.-Las filoplumas (ornamentales) son plumas filiformes formadas por un eje muy fino con un pequeño penacho de barbas en la punta.

5.- En la cara aparecen pequeñas plumas sedosas (vibrisas). Gozan de una función táctil en algunas especies y filtran las partículas suspendidas.<sup>14</sup>

Las aves experimentan una pérdida normal y reposición de las plumas llamada muda. La muda es regulada por nutrición (vitamina A, yodo y vitaminas del grupo B), edad, sexo, estación y medio ambiente, particularmente el fotoperíodo. Los psitácidos mudan durante todo el año aunque pueden mostrar un máximo en primavera y comienzo de verano.<sup>30</sup>

## MUSCULOS

Las aves destacan por sus masivos músculos pectorales especiales para el vuelo. Los aductores de la pierna son muy débiles. No existe diafragma muscular, aunque disponen de un rudimentario diafragma membranoso, llevan acabo la respiración contrayendo los músculos abdominales e intercostales mientras descansan y por la acción de los músculos pectorales durante el vuelo.<sup>14</sup>

## ESQUELETO

La mayoría de los huesos son neumáticos, contienen una bolsa de aire, rodeada de hueso delgado, duro y muy parecido a la porcelana en su aspecto.

Las aves poseen una clavícula bien desarrollada, la cola tiene como soporte a la última vértebra, con forma de violín llamada pigostilo.

No existe unión costo condral en las costillas de las aves, se unen directamente al esternón por medio de ligamentos.<sup>27</sup>

El cúbito de las aves es mayor que el radio, en el ala de un ave, la mano consta de los huesos metacarpianos fusionados y los dedos II, III y IV.

En las extremidades posteriores de las aves no existe un tarso diferenciado. En su lugar la tibia y los huesos proximales del tarso parecen fusionados para formar el tibiotarso, mientras que los huesos metatarsianos, segundo, tercero y cuarto se fusionan con los huesos tarsianos distales para formar el hueso metatarsiano. La fibula o peroné es de tamaño muy reducido.

En los psitácidos el primero y cuarto dedo van hacia atrás mientras que los dedos dos y tres van hacia delante.<sup>41</sup>

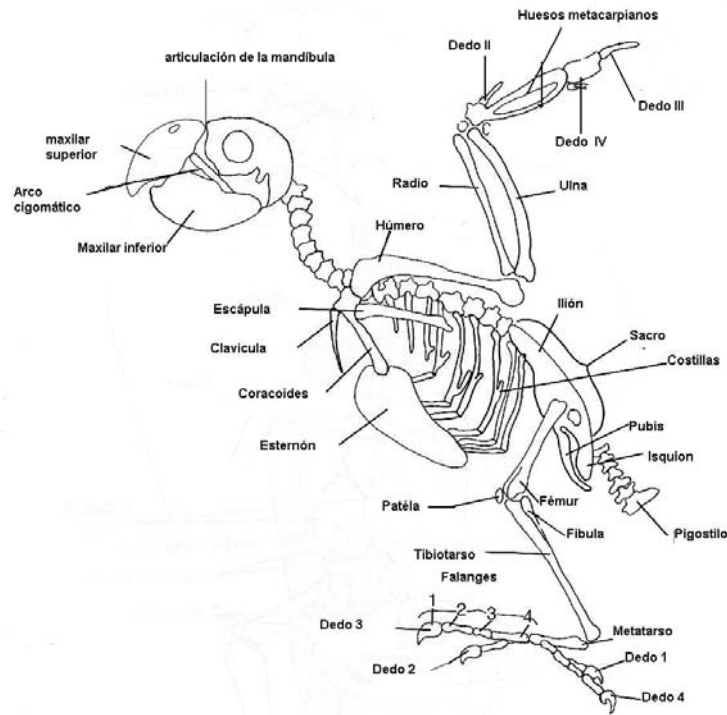


Fig. 40 Esqueleto de un psitácido

Imagen tomada de: Forshaw, 1972.

## APARATO DIGESTIVO

Vagamente las familias relacionadas de aves que tienen preferencias alimenticias similares a menudo tienen tractos digestivos parecidos. Las especies que consumen comidas fácilmente digeribles (néctar, frutas) tienen tractos digestivos pequeños, simples. Las especies que consumen las comidas que requieren más ataque de enzimas (semillas) tienen estómagos grandes e intestino grueso relativamente pequeños.<sup>14</sup>

Las aves carecen de dientes, los psitácidos muerden o aplastan las semillas con sus picos; la boca de las aves contiene pocas papilas gustativas y la saliva carece básicamente de enzimas, tiene como función primordial el hidratar el contenido del buche, el paladar es hendido y totalmente duro, no hay paladar blando.

La lengua aviar no está compuesta de las capas musculares como en mamíferos, pero es movilizadora por el aparato hioideo, aparato que consta de huesos articulares múltiples; los Psitácidos son una excepción ya que los músculos de la lengua son independientes del aparato hioideo, por lo que actúan como dedos.<sup>25</sup>

El buche al ser un órgano dilatado, sirve de almacén para el alimento ingerido mientras espera la digestión que tendrá lugar en el proventrículo, molleja e intestino. El alimento almacenado en el buche pasa a través de los estómagos antes de llegar al intestino. El estómago glandular verdadero es llamado proventrículo, cuando el alimento llega al proventrículo sus glándulas digestivas segregan ácido clorhídrico y enzimas digestivas. Los alimentos mezclados con los jugos digestivos pasan posteriormente al estómago (o molleja) de gruesas paredes musculares, cuya principal función es la trituración.<sup>10</sup>

El intestino delgado está formado por una serie de asas delgadas, en la primera asa duodenal se encuentra el páncreas, el asa supraduodenal es la más caudal y se une al intestino grueso y este conecta directamente a la cloaca. La cloaca se divide en dos compartimentos: ventral (coprodeum) y dorsal (urodeum) en el primero almacena heces mientras que en el segundo recoge material semifluido y blanco formado por uratos que los uréteres vacían en este compartimento. La apertura exterior de la cloaca es el ano.<sup>14</sup>

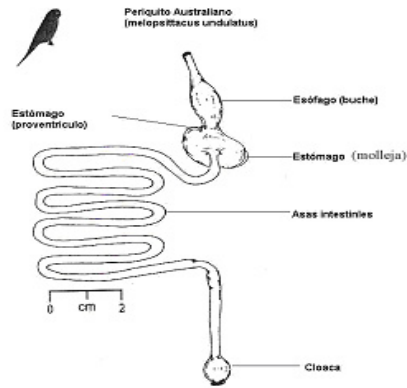


Fig.41 Aparato digestivo de un periquito australiano.

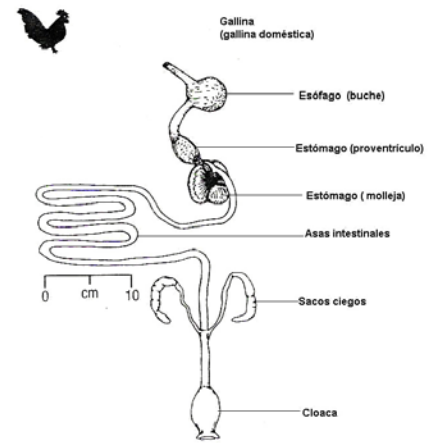


Fig. 42 Aparato digestivo de una gallina.

Imágenes tomadas de: Carey, 1996.

Las diferencias anatómicas del tracto digestivo de las aves va a depender del tipo de alimentación de cada una de ellas, en este caso podemos darnos cuenta que los periquitos australianos tienen el proventriculo menos desarrollado a comparación de las gallinas, ya que estas necesitan una mayor cantidad de enzimas para la digestión de los granos.

## APARATO RESPIRATORIO

El aparato respiratorio inferior de las aves consta de: una laringe que carece de cuerdas bucales, la traquea, una siringe en la bifurcación de la traquea; bronquios primarios, bronquios secundarios, bronquios terciarios, pulmones y una serie de complejos sacos aéreos. La siringe es la caja de voz para las aves y varía desde una estructura membranosa hasta una muscular. Los pulmones de las aves no contienen alvéolos con sacos ciegos para el intercambio de  $O_2 / CO_2$ , si no que existe una fina red de capilares aéreos que atraviesan el parénquima pulmonar conectando los sacos aéreos caudales y craneales.

Los sacos aéreos están constituidos por seis pares, existen un par de sacos aéreos abdominales, un par de torácicos caudales y un par de torácicos craneales, un par de cervicales y dos pares de sacos aéreos interclaviculares que comunican con los espacios aéreos del húmero. Los cuatro sacos aéreos interclaviculares se fusionan en uno en la mayoría de las aves, existiendo así nueve sacos aéreos.<sup>27</sup>

El paso del aire a través del aparato respiratorio es un proceso con dos ciclos que precisa dos inspiraciones y dos expiraciones para que el aire penetre y salga del animal. El aire inspirado va desde la tráquea a través de los bronquios primarios y secundarios hasta penetrar hasta los sacos aéreos caudales, sin entrar en los capilares aéreos del pulmón. En la expiración este aire almacenado avanza cranealmente en los parabronquios anastomosados de los pulmones y penetra en los capilares aéreos donde se produce el intercambio  $O_2 / CO_2$ . En la siguiente inspiración pasa de los pulmones a los sacos aéreos craneales. En la expiración siguiente el aire pasa de los sacos aéreos craneales a los bronquios y tráquea para salir al exterior.<sup>1</sup>

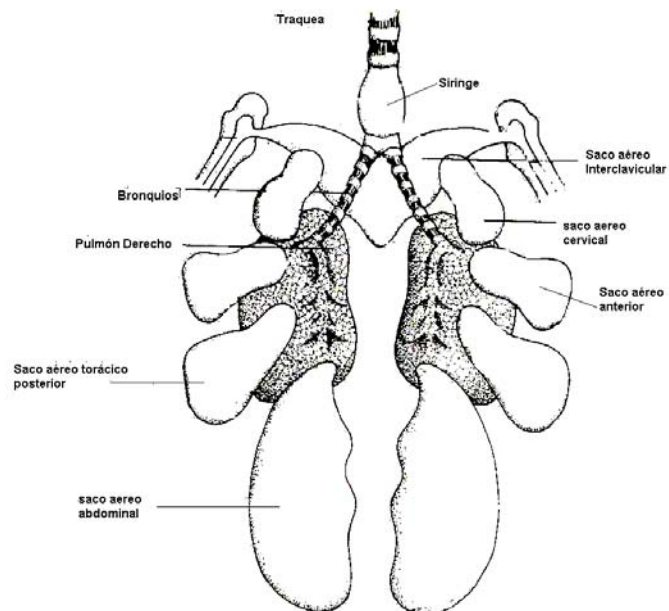


Fig. 43 Sacos aéreos

Imagen tomada de: Mclelland, 1992.

## **APARATO REPRODUCTOR**

En la mayoría de las aves tan solo el ovario y el oviducto izquierdo se encuentran totalmente desarrollados. El apareamiento se produce cuando el macho corteja a la hembra y finalmente la monta, uniendo los protodea de la cloaca, cuya parte interior se exterioriza, en la porción dorsal del urodeum de la cloaca del macho existe una pequeña saliente del tejido que se llama falo. Los conductos deferentes de los testículos internos, llevan esperma a este tejido fálico que durante el apareamiento, deposita semen en el urodeum de la cloaca femenina donde se inicia el oviducto.

## **RIÑONES**

Los riñones de las aves son alargados, de color castaño rojizo y lobulado, no presentan la división en la corteza y médula y se localizan en posición dorsal en el abdomen en las criptas formadas por costillas a cada lado de la columna vertebral, en posición caudal con respecto a los pulmones. Desde el lóbulo caudal de cada riñón parte un uréter que desemboca en el urodeum de la cloaca. El ac. Úrico es el producto final del metabolismo de las proteínas en las aves y se excreta mediante un mecanismo tubular renal. Un sistema único de aporte sanguíneo permite que la sangre del intestino y de las extremidades penetre directamente en los riñones.

## **OTRAS CARACTERISTICAS ANATOMICAS**

Las aves tienen un sistema linfático con folículos linfáticos en lugar de nódulos, glóbulos blancos y rojos nucleados, carencia de vesícula biliar en algunas especies, e inexistencia de pabellón auditivo externo, existe un corto canal auricular, cubierto de plumas, que conduce al oído medio.<sup>27</sup>

# CAPITULO 3



# ALIMENTACION

La alimentación es parte fundamental en la salud de las aves. Los hábitos alimenticios de un ave desde su nacimiento influyen en su selección de alimentos. Si reciben una gama variada de alimentos durante sus primeros meses, en los que son más receptivas, las aves se mostrarán probablemente más inclinadas a consumir una ración distinta que las aves adultas.<sup>14</sup>

Los sentidos del olfato y del gusto están poco desarrollados en las aves aunque pueden ver perfectamente. Se acostumbran rápidamente a su dieta y cualquier cambio lo consideran con escepticismo y sospecha. El color de los alimentos desempeña aparentemente un papel clave en este aspecto del comportamiento de las aves.

Solamente necesitan una pequeña cantidad de grasa ya que la mayoría de las aves enjauladas llevan una vida sedentaria que forman abundante grasa a partir de los carbohidratos presentes en las semillas que consumen. La dieta debe contener una cantidad mínima de grasa para que puedan ser absorbidas las vitaminas liposolubles y para disponer de ac. grasos esenciales. Las aves en cautiverio realizan poco ejercicio, hecho que unido a la tendencia de sus propietarios de darles aquello que les gusta en lugar de lo que necesitan, conduce a la obesidad, causa importante de enfermedad en las aves enjauladas. Las semillas de girasol y los cacahuates son ricos en grasas y representaran una parte reducida de la ración o se utilizarán como obsequios.<sup>11</sup>

Fisiológicamente las aves necesitan menos agua que los mamíferos por que no sudan y por que los residuos nitrogenados se eliminan como ac. úrico insoluble en lugar de urea hidrosoluble. En cambio la refrigeración durante la evaporación en el árbol respiratorio exige una cantidad importante de agua.<sup>10</sup>

Un gran número de aves enjauladas sufren malnutrición crónica, normalmente la deficiencia de mas de un nutriente y un desequilibrio de los constituyentes dietéticos principales. Esta debilidad persistente de baja intensidad, puede resultar crítica, durante épocas de incremento de la demanda nutritiva como es la muda, reproducción, exposición a enfermedades infecciosas, transporte o cuarentena. Un ave mal nutrida tiene una apariencia caquética, el brillo del pico y del plumaje desaparece y este aparece dañado y desarreglado. Las escamas de las patas y la piel de la cara y de alrededor de los ojos se resecan.<sup>14</sup>

La mayoría de las especies se mostrarán sanas si además de los alimentos de su dieta básica, se les da un suplemento de vitaminas y minerales junto con otros elementos nutritivos.

Para la alimentación de psitácidos adultos se recomienda: manzana, pera, melón, papaya, plátano, kiwi, naranja, lima, toronja, guayaba, piña, ciruela, uva, mango jicama, fresa, durazno, brócoli, zanahoria, elote, chayote, pepino, jitomate, etc. en trozos grandes. Semillas variadas: maíz, sorgo, cacahuete, almendra, nuez, avena, trigo, semillas de girasol (en pequeñas porciones), combinadas con la fruta. Agregar una mezcla de semillas para aves pequeñas (alpiste, mijo blanco, mijo rojo, etc.), concentrado especial para aves combinadas con las frutas, ocasionalmente pan integral, agua fresca disponible todo el tiempo y se les da de comer 2 veces al día.<sup>25</sup>



La alimentación de los psitácidos ha evolucionado mucho en los últimos años, de los primeros piensos comerciales inespecíficos hemos pasado a disponer de una amplia variedad de marcas adaptadas en muchos casos a cada especie o grupo de aves en función a sus necesidades a la hora de elegir un pienso merece la pena buscar una marca de calidad reconocida y de ser posible específica para cada especie. Es preferible adquirir envases más pequeños que mantener el pienso almacenado más de tres meses, a partir de este tiempo su contenido en vitaminas y calidad disminuyen lentamente.<sup>11</sup>

Por muy grande que sea la calidad del pienso, nunca debe ser el componente exclusivo de la dieta, aun cuando todas las necesidades del ave queden cubiertas, la dieta resultará monótona y los psitácidos son aves que necesitan estar entretenidas y experimentar para estar sanas.<sup>25</sup>

# CAPITULO 4



# CUIDADOS

Un cuidado y mantenimiento correctos no consisten solamente en proporcionar la dieta y el alojamiento. Lo que es importante por encima de todo, es que el dueño del pájaro sea conciente de la limpieza que éste requiere. Tanto del animal como del lugar en que se encuentra.<sup>16</sup> Lo que significa ayudar a nuestro pájaro a mantenerse limpio, proporcionándole agua fresca todos los días, rociándolo por lo menos una vez a la semana mientras al mismo tiempo se mantienen las jaulas y áreas de vuelo bien aseadas.<sup>37</sup>

Las jaulas para aves deben ser tan espaciosas como sea posible, la longitud debe ser mayor que la profundidad o la altura. El tamaño mínimo debe permitir la extensión de las alas del ave sin tocar los lados de la jaula, la altura debe ser tal que cuando el loro adulto se encuentre posado en la percha mas alta quede todavía un mínimo de 5 cm. de espacio por encima de su cabeza y cuando se halle en la pecha mas baja exista un margen por lo menos igual por debajo de las plumas de la cola, el cercado debe ser seguro y libre de trampas.<sup>5</sup> El antiguo estilo caracterizado por una forma de campana es el menos deseable y debe por lo tanto ser evitado, así como cualquier otro en lo que destaque sea la altura y su estructura cilíndrica.<sup>16</sup> Las perchas deben de variar de diámetro para que las extremidades se ejerciten. Las de madera y plástico son las mas fáciles de limpiar, pero no son tan apropiadas como las ramas naturales que pueden remplazarse regularmente, los picos y las garras pueden algunas veces desarrollarse en forma excesiva debido al tamaño incorrecto de las perchas o la insuficiencia de materiales duros que hagan posible a los pájaros mantener en su justa dimensión los picos<sup>3</sup>. Los tubos de lija para las perchas no ayudan a mantener las uñas en buen estado y predisponen a la excoriación e infección de las uñas.<sup>37</sup>

## **Pico**

En los pájaros de jaula se pueden encontrar a veces picos que han crecido demasiado largos, ladeados o cruzados. La longitud anormal de una o de las dos mitades del pico en los pájaros de jaula es debida a insuficiente desgaste de la materia córnea y una nutrición escasa. En los periquitos la parte superior del pico crece formando una pronunciada curva que llega a tocar la zona del pecho. La misma deformación del pico puede verse también en los casos de escamas faciales, aunque en este caso la parte crecida tiene una consistencia porosa semejante a la piedra pómez debido a la acción de los ácaros.<sup>39</sup>

Para el corte del pico se sujeta entre el pulgar y el dedo índice la cabeza del pájaro y con ayuda de unas tijeras o cortaúñas para perro se corta la materia cornea sobrante dejándola a su tamaño normal y puliendo los bordes vivos con una lija o una lima para uñas.<sup>10</sup>

El material del pico es quebradizo y tiende a agrietarse, por lo que antes de cortar se recomienda aplicar glicerina tibia o aceite mineral. Si durante el corte el ave llega a sangrar, se aplica polvo hemostático. Se pueden prevenir muchas anormalidades de los picos facilitando un hueso de jiba. Cuando el pájaro opera sobre estos materiales duros, las partes corneas de pico se van desgastando hasta tener el tamaño correcto.<sup>39</sup>



Fig. 44 Corte de pico con cortaúñas para aves

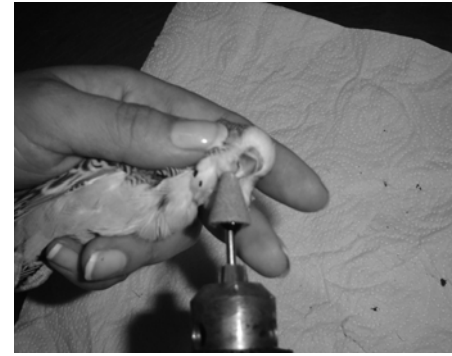


Fig. 45 Disminución del pico con esmeril

Imágenes: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## Uñas

El crecimiento anormal de las uñas es por un deficiente desgaste, ya que en la mayoría de las ocasiones las perchas no son del tamaño ni material adecuado.<sup>15</sup> Para cortar las uñas se sujeta al pájaro con la mano fijando el pie que debe ser tratado entre los dedos anular y meñique. Es muy importante que al cortar la uña no se llegue a dañar los vasos sanguíneos que penetran mucho en la parte cornea del pie. Desafortunadamente muchas veces el vaso avanza con el crecimiento de la uña, por lo que se recomienda el uso de una fuente de luz (lámpara o foco) para distinguir el vaso sanguíneo.<sup>39</sup>

Con un esmerilador de motor (preferentemente con piezas intercambiables) con piedra en forma de cónica podemos reducir y dar forma al Pico y uñas, se hace de manera lenta para no lastimar los vasos sanguíneos.<sup>1</sup> Para realizar el corte también se pueden utilizar pinzas o corta uñas para aves o perros.



Fig. 46 Corte de uñas

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

Muchas aves disfrutan un baño, a demás de ayudar al mantenimiento correcto de la pluma. Es suficiente con un recipiente pequeño y de poca profundidad donde entre el cuerpo completo del ave. Después del baño, las aves deben tener acceso a un área tibia para acicalarse y secarse.<sup>37</sup>

## **Muda**

Los pájaros sufren normalmente la muda de las plumas una vez al año y en tal momento es probable que se sientan menos joviales que de costumbre dado que se trata de un periodo durante el cual se encuentran debilitados, una muda puede durar entre dos y tres meses, y nosotros podemos ayudar a nuestro pájaro rociándolo dos o tres veces por semana con agua tibia, de hecho resulta aconsejable rociar a nuestros pájaros todas las semanas si no tienen acceso a su propio baño ya que es a través del acicalado a que se someten después de bañarse que los cañones de las nuevas plumas se abren y hacen posible un buen desarrollo de las mismas.<sup>39</sup>

## **Corte de plumas de las alas**

El corte de las plumas es un procedimiento muy sencillo, el cual tiene como beneficios la prevención del vuelo, un escape con dificultad y la ayuda para entrenamiento y domesticación. Cuando un corte de las plumas es correcto el ave no debe perder el instinto de volar o levantarse y la capacidad de planear. Los cortes incorrectos podrían dar como resultado lesiones o fracturas en las aves.<sup>17</sup>

La mayoría de las aves requieren el corte aproximadamente a la mitad de la pluma primaria que debe de ser cortada para impedir el vuelo.

Para llevar a cabo el corte de las plumas del ala, ésta es extendida mientras el ave es sujeta suavemente y firmemente, el húmero debe ser sujetado firmemente para evitar fracturas, visualice el eje de las plumas y corte, se cortan de cuatro a ocho plumas de una sola ala, en aves de cuerpo pesado, como loros grises africanos y loros de Amazonas, en periquitos australianos, a menudo se recortan de seis a ocho plumas.

Las aves requerirán del recorte de 8 a 12 semanas después de la muda.<sup>22</sup>

Si una pluma de sangre es cortada por casualidad, la pluma sangrante es sujeta y arrancada del cañón en dirección al crecimiento. No se debe poner polvos hemostáticos en el folículo de la pluma.<sup>28</sup>



Fig. 47 Corte de plumas de un periquito australiano (Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005).

# CAPITULO 5



# ENFERMEDADES

## PSITACOSIS

Se trata de una enfermedad infectocontagiosa producida por *chlamydophila psittaci* (tipo de bacterias parecidas a las rikettsias), de ahí que también se la conozca como clamidiasis. Cuando dicha enfermedad afecta a loros y pericos, es decir, a aves del grupo de las psitácidas se las conoce como psitacosis. Por el contrario, cuando afecta a otras aves como passeriformes, columbiformes, galliformes, es decir, a pájaros, palomas, gallinas, etc., se la designa como ornitosis.<sup>26</sup>

La transmisión de esta enfermedad se lleva a cabo por vía aerógena fundamentalmente, a través del polvo de las plumas o de los excrementos, expectoraciones de animales enfermos o portadores sanos. También se puede producir contagio a través de la vía digestiva, del huevo, siendo probable que también los ácaros actúen como vectores de la enfermedad. Esta enfermedad constituye una zoonosis, es decir, que puede ser transmitida al hombre, fundamentalmente por vía respiratoria, así como a otros mamíferos como ovejas, vacas, caballos, cerdos, etc. Desde un punto de vista bacteriológico no existen diferencias entre el germen productor de psitacosis y ornitosis en aves y mamíferos.<sup>8</sup>

Se produce disnea, derrame nasal y ocular, con cierre de uno (lo más frecuente) o ambos párpados, erizamiento de las plumas, somnolencia, inapetencia, diarrea verdosa o grisácea, convulsiones y hepatitis. La forma de presentación de la enfermedad puede ser: aguda, subaguda o crónica.<sup>31</sup> Debido a que la sintomatología no es muy específica, el diagnóstico certero solo podrá ser confirmado en laboratorio por aislamiento de clamidias en hígado, intestino, pulmón, sacos aéreos, por medio de distintas técnicas microbiológicas con tinciones y pruebas serológicas, como fijación del complemento.

En caso de enfermedad diagnosticada a través de un laboratorio veterinario de análisis clínicos, lo más recomendable, aunque también lo más duro para el criador, es el sacrificio de las aves enfermas, portadoras y aves de la que se tenga sospecha de que puedan estar contaminadas, debido al peligro de contagio al hombre. Si se opta, no obstante, por el tratamiento, se deberán extremar las medidas higiénicas utilizando desinfectantes como el cloruro de amonio o benzalconio. Los antibióticos como terramicina, tetraciclinas, cloranfenicol, eritromicina, aureomicina dan buen resultado, siendo las tetraciclinas y aureomicina los más utilizados.<sup>22</sup>

\*\* Las dosis de los medicamentos mencionados en los tratamientos de las enfermedades de este capítulo se encuentra en el anexo final de ésta tesis.

## ASPERGILOSIS

Causada por *Aspergillus fumigatus*, este hongo forma un moho gris verdoso que recubre la paja húmeda, el forraje, los víveres, las heces putrefactas y la madera podrida. Las esporas del hongo se sueltan al aire a la menor vibración y permanecen flotantes durante algunas horas. Aunque el pájaro las inhala frecuentemente solo germinan en las membranas mucosas del sistema respiratorio si prevalecen ciertas condiciones. Una infección de hongos se manifiesta solo si la resistencia natural de un pájaro capturado resulta seriamente mermada por el hecho de la captura, por el cambio de dieta y por un transporte fatigoso.

El moho crece en la mucosa bronquial, tejido pulmonar y en las paredes de los alvéolos, disminuyendo el pasó del aire dificultando la respiración, por lo que se observan abriendo y cerrando el pico. El pájaro afectado, si además incide el efecto de determinadas micotoxinas, el ave se presenta febril, somnolienta, abatida y sedienta lucha para ir espirando hasta morir por asfixia.<sup>35</sup>

La localización de las hifas en los sacos aéreos, órganos escasamente vascularizados, hace que sea difícil alcanzar con éxito una terapéutica contra la causa. Por vía sistémica, la administración de antibióticos con marcada actividad antifúngica (nistatina o griseofulvina) durante 5-6 días puede reducir la mortalidad pero sin que la mejoría sea absoluta. Contribuyen a mejorar los síntomas y disminuir la mortalidad la nebulización con soluciones yodadas hidrosolubles que pueden entrar en contacto con los hongos e inhibirlos.

## PARASITOS

### *Syngamus trachea*

Vive en el interior de la tráquea, adherida por a la mucosa, alimentándose de la sangre del pájaro, los huevos llegan a la cavidad oral por medio de la tos y siendo generalmente ingeridos siguiendo su camino hasta el exterior a través del tubo digestivo. Estando en el suelo frecuentemente se lo comen las lombrices de tierra, las babosas y una variedad de insectos, en el interior de las cuales sobreviven mucho tiempo siendo así una fuente de infección para los pájaros.<sup>31</sup>

Esta enfermedad se transmite al pájaro no solo por la ingestión de comida animal como son las lombrices de tierra y otros insectos, sino también por la comida y bebida contaminadas por las secreciones.<sup>34</sup> Los pájaros silvestres que se paran sobre el alambrado del aviario dejan caer sus heces infectadas al interior de las jaulas. Los pájaros afectados por lombrices traqueales, tosen, estornudan, bostezan y jadean a intervalos frecuentes para respirar e intentan expulsar por sí mismos las mucosidades viscosas sacudiendo la cabeza, pérdida de peso y tristeza en general.



Esta enfermedad se extiende mucho entre los pájaros habitantes de aviarios al exterior, sobre todo durante los veranos calurosos acompañados de mucha lluvia ya que los huevos y las larvas de las lombrices siguen siendo infecciosos durante largos periodos sobre el suelo húmedo.<sup>3</sup>

Diagnostico: Necropsia, (observación directa del parásito en vías respiratorias altas.)

Tratamiento: levamisol y mebendazol.<sup>34</sup>



Fig 48. *Syngamus trachea*

Imagen tomada de: Quiroz, 2003

## Cestodos

Las cestodiasis es una enfermedad parasitaria producida por vermes planos y segmentados pertenecientes a la clase cestoda.

Los cestodos raramente dan síntomas de enfermedad en pájaros de jaula, como este parásito ha de recorrer un ciclo de desarrollo muy complejo a través de un huésped intermediario antes de llegar a ser infeccioso para los pájaros, pronto quedan eliminados. Si falta un intermediario (un insecto, un gusano o caracol) el ciclo de desarrollo de la larva automáticamente finaliza.<sup>23</sup>

Poco se conoce del efecto perjudicial de la tenia sobre pájaros pequeños. Normalmente un pájaro infectado con este parásito no da ningún síntoma de enfermedad, y se descubre su presencia por casualidad cuando aparecen segmentos de él en los excrementos del pájaro.

Los cestodos son muy comunes en pájaros silvestres recién importados pero desaparece pronto por falta de huéspedes intermediarios.<sup>3</sup>

Diagnostico: coproparasitoscópico (flotación).

Tratamiento: flubendazol o prazicuantel, por vía oral.<sup>34</sup>

## Sarna

Esta enfermedad de los periquitos y similares, es debida al ácaro *Cnemidocoptes pilae*. Este parásito es sumamente contagioso pues el simple contacto entre aves provoca el pase de un individuo a otro.<sup>31</sup>

El primer cambio debido a esta forma de sarna normalmente aparece en el pico meramente en forma de un depósito gris blanquecino. Semanas o meses mas tarde pueden verse en estas zonas depósitos en forma de costras que aparentan como si fueran espolvoreadas con harina, y que gradualmente se van extendiendo. Estas escamas producen unas sustancias corneas como resultado de inflamaciones crónicas en la piel debidas a los ácaros.<sup>3</sup> En casos de infección verdaderamente seria puede recubrirse de costras toda la región facial extendiéndose también con frecuencia hacia el mentón, región cloacal y patas. El mal afecta siempre a la cabeza, que es la primera zona en que manifiesta.

Algunos de los cambios en la piel que se observan en el escamado facial se pueden confundir con los de otras enfermedades. Los pequeños nódulos que se forman en la piel de los párpados parecen viruelas. Si aparecen en los párpados crecimientos córneos largos, pueden recordar tuberculosis de piel. Sin embargo en los cambios, de esta falta la consistencia porosa y esponjosa.

El escamado facial es común en periquitos, pero en las primeras etapas tienden a pasar inadvertido. En principio afecta a pájaros de edad comprendida entre tres meses y dos años. Pueden transcurrir varios años entre la infección inicial y la erupción de la sarna. Se deduce que los ácaros no se pueden multiplicar en gran escala mientras la resistencia del pájaro no se vea muy mermada por problemas de la muda, frío u otros problemas adversos.<sup>10</sup>

El diagnóstico se basa en la observación directa de las lesiones y en la identificación del parásito por medio de un raspado cutáneo.<sup>34</sup>

Tratamiento: Ivermectina<sup>28</sup>



Imagen tomada: Gordon, 1982

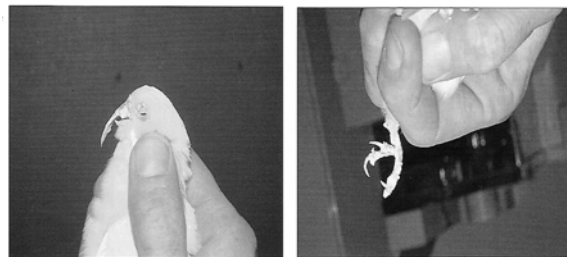


Imagen tomada de: Wilkinson, 1998.

Fig. 49 y 50 Periquito australiano y canario con sarna

## Coccidiosis

La enfermedad la producen diversas especies de protozoarios, pertenecientes al género *Eimeria*.<sup>31</sup> En aviarios densamente poblados, los Ooquistes eliminados en las heces son tan numerosos que el pájaro los picotea en enormes cantidades al comer y beber.

Las manifestaciones de esta enfermedad en el pájaro no son muy características. El animal presenta un aspecto erizado, tiene la mirada apagada y no tiene apetito. Casi siempre sufre diarrea mucosa sanguinolenta, en etapas finales de la enfermedad pueden a veces observarse ataques y parálisis.<sup>3</sup>

El diagnóstico se hace por medio de un exámen coproparasitoscópico, puesto que muchos pájaros almacenan coccidias en su intestino que expulsan en las heces, las formas resistentes en el suelo del aviario crecen rápidamente en número. Las coccidias se combaten con una serie de fármacos que han demostrado marcada actividad, siendo las de elección las sulfonamidas.<sup>34</sup>

## VIRUELA

La viruela aviar es una infección vírica de las aves, caracterizada por lesiones proliferativas discretas de la piel y/o de las mucosas de la boca y de las vías respiratorias superiores, es producida por un virus del grupo de los poxvirus. De manera característica, las células infectadas contienen grandes inclusiones intracitoplasmáticas acidófilas (cuerpos de Bollinger).

El *Poxvirus avium* se transmite directamente por contacto entre las aves infectadas y receptibles e indirectamente por contacto con objetos contaminados, tales como comederos y por medio de insectos vectores como los mosquitos. El poxvirus es incapaz de atravesar la piel no lesionada, pero las pequeñas abrasiones son suficientes para permitir la infección.<sup>26</sup>

La viruela aviar se presenta en dos formas: la forma diftérica, en la que se produce en la mucosa de la boca y vías respiratorias superiores lesiones necróticas húmedas y la forma cutánea más frecuente, en la que aparecen en la piel lesiones discretas proliferativas y verrugosas. Las lesiones son más corrientes sobre las partes del cuerpo desprovistas de plumas: patas, pies, párpados, base del pico, cresta y barbillas en las aves.

En las aves silvestres, las lesiones cutáneas pueden ser escasas, a veces solamente una o dos, y el proceso total de desarrollo, regresión y cicatrización de esas lesiones puede ser más prolongado. Las lesiones diftéricas son relativamente raras en las infecciones de viruela de las aves silvestres.<sup>10</sup>

La prevención es la vacunación de todas las especies susceptibles es la mejor medida preventiva con que se cuenta actualmente. Existen vacunas disponibles para aves psitácidas. La vacuna para psitácidos es de virus muerto, emulsión oleosa y adyuvante. Se administran dos inoculaciones, SC, con 4 a 8 semanas de intervalo (aves grandes 0.50ml, aves pequeñas [ $<100\text{g}$ ] 0.25ml).<sup>8</sup>

## ENFERMEDAD DE NEWCASTLE

Se transmite a través de los exudados, excretas y desperdicios de las aves infectadas. Los sistemas respiratorio y digestivo son las principales puertas de entrada del virus y es causada por un paramixovirus-1.<sup>8</sup>

En las aves jóvenes puede manifestarse por plumaje esponjado, conjuntivitis, tos, enronquecimiento o afonía, seguidos por diversos grados de parálisis de las patas y alas, trémores, torsiones del cuello, epistótonos y una gran variedad de movimientos locomotores anormales. Las aves adultas pueden presentar alteraciones respiratorias, depresión, inapetencia y diarrea profusa. Los síntomas nerviosos son casi similares a los que presentan las aves más jóvenes, pero son menos comunes. En cotorras grises se han observado síntomas respiratorios junto con secreción profusa ocular y nasal, pero no manifestaciones nerviosas. Las aves mantenían sus ojos cerrados y el plumaje erizado.<sup>26</sup>

## DEFICIENCIAS NUTRICIONALES

Las aves enjauladas padecen muchas enfermedades que son causadas por deficiencias nutritivas o desórdenes metabólicos. Las aves de compañía con frecuencia son alimentadas solo con dieta a base de semillas, sin complementación de vitaminas o minerales, como resultado, puede haber deficiencia de proteínas, ácidos grasos esenciales, cobre, zinc y vitaminas A, E, y B.<sup>14</sup>

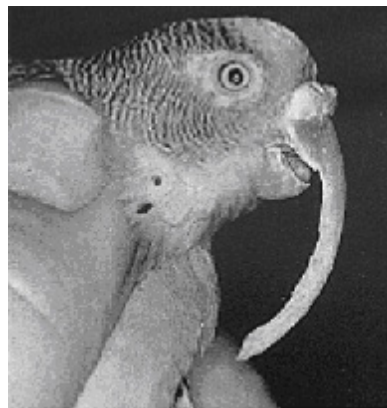


Fig. 51 Crecimiento excesivo del pico  
por deficiencia de vitamina A  
Imagen tomada de: Jhon, 1999.

Signos clínicos:

Cambios dermatológicos en aves desnutridas incluyen plumas rotas y opacas, piel gruesas con escamas, especialmente en la cara, miembros y alrededor de la cloaca.

El retraso o la interrupción de la muda relacionados con la mala nutrición dan como resultado plumas maltratadas y desgastadas, debido a que no son remplazadas.

Las aves desnutridas son propensas a trastornos reproductivos e infecciones del aparato respiratorio alto y del tracto gastrointestinal.<sup>25</sup>

## **Raquitismo**

El raquitismo es una enfermedad caracterizada por un fallo en el depósito adecuado de calcio (principalmente fosfato de calcio) en los huesos de aves en crecimiento. El raquitismo en animales adultos describe una alteración esencialmente similar, la osteomalacia, que padecen aves más viejas. Existen tres causas de raquitismo en las aves enjauladas.

1. *Deficiencia de calcio en la dieta.* Esta es una causa corriente de raquitismo cuando las aves no disponen de un hueso de jibia o de grit de concha de ostras.

2. *Deficiencia de vitamina D3.* El problema que se presenta con las aves enjauladas es que la mayoría se alojan en el interior de las viviendas y no reciben suficiente luz solar directa para realizar la conversión de provitamina D3 en vitamina D3.

3. *Una ración con intenso desequilibrio calcio/fósforo.* La relación normal calcio/ fósforo es 1,5-2,5 : 1.<sup>14</sup>

El principal síntoma de raquitismo en aves jóvenes es una debilidad intensa de las patas, esta alteración no se descubre hasta que el ave abandona el nido e intenta caminar. El pico y las uñas pueden ser flexibles, y con el tiempo pueden doblarse los huesos largos de las patas y la quilla (esternón) puede adquirir una forma de S. También se descubren botones en las costillas con la curvatura hacia dentro y deformaciones de la columna vertebral.

El tratamiento de las aves cuyo diagnóstico sea de raquitismo incluirá suplementos de calcio y vitamina D3 un hueso de jibia o conchas de ostras trituradas que proporcionarán suficiente calcio, al igual que el aceite de hígado de bacalao. Por desgracia, cuando se descubren los síntomas de raquitismo, las lesiones son irreversibles. El tratamiento no afecta al ave, por lo que puede darse a modo de prueba.

## PICOTEO DE LAS PLUMAS Y AUTOMUTILACION

El picoteo de las plumas en aves psitácidas, que son muy sociables, puede ser resultado de celos, aburrimiento, miedo, frustración y otras emociones. Puede empezar como resultado de una alteración en el comportamiento o problema médico y desarrollarse después como un vicio.<sup>39</sup>

El picoteo de las plumas que comienzan durante la estación de apareamiento afecta las regiones del pecho, abdomen y piernas, puede ser manifestación de exageración o frustración en la conducta del cortejo y empollamiento.

La desnutrición puede producir pica, manifestada por mutilación de las plumas. Las enfermedades internas, como parasitosis intestinal, hepatopatía y aerosaculitis, pueden ocasionar picoteo de las plumas, la giardiasis intestinal se relaciona con picoteo de las plumas en ninfas, en algunas aves se sospecha de alergia sobre todo a las semillas de girasol.<sup>10</sup>

Para obtener un diagnóstico es necesario una historia clínica completa que incluya: dieta y prácticas de manejo, cualquier cambio en el ambiente, patrones y frecuencia del picoteo de las plumas o presencia de otras enfermedades.

Para un mejor diagnóstico se debe realizar examen fecal para buscar parásitos intestinales, tinción de Gram de heces o de la cloaca para observación de algún número anormal de bacterias gramnegativas y realizar biopsias de piel.

No hay tratamiento específico eficaz contra el picoteo de las plumas. El tratamiento se realiza en forma individual para cada ave y se debe comentar al propietario la posibilidad del tratamiento a largo plazo, que implica una serie de medidas terapéuticas.<sup>22</sup>

Si es posible identificar y tratar los problemas médicos subyacentes. Cuando sea necesario corregir las prácticas de manejo: por ejemplo mejorar las condiciones de la jaula, mover la jaula al centro de la actividad de la familia. Encender la radio o el televisor cuando dejan al ave sola. Proporcionar juguetes y alimentos activos como huesos de pollo, mazorca de maíz o piñas de pino. Asegurarse que el ave duerme 8 a 12 horas por la noche. Algunas aves particularmente las ninfas y los conuros, pueden beneficiarse con la presencia de un compañero de jaula, hacer cualquier corrección necesaria de la dieta, incluyendo complementación con vitaminas.

Los antihistamínicos pueden aliviar el prurito y tener un beneficio adicional al originar somnolencia leve en el ave.<sup>23</sup>

Prevención:

La educación al propietario acerca de nutrición, el manejo y las necesidades sociales de las aves, ayuda a reducir la ocurrencia del picoteo de las plumas.<sup>14</sup>



Fig. 52 Loro sin plumas por automutilación

Imagen tomada de: Jhon,1999.

## ENFERMEDAD DE PACHECO

La enfermedad de Pacheco (EP) causa hepatoesplenitis necrosante que es rápidamente mortal. La clave de la EP es la muerte repentina en las aves que se encontraban clínicamente normales hasta antes de que murieran. Son susceptibles todas las clases de psitácidos de todas las edades, tanto las razas importadas como las nacionales. Varias cepas del virus del herpes, antígenicamente no relacionadas pueden causar la EP.

El herpesvirus de la enfermedad de Pacheco sale al exterior con las heces y su transmisión es por vía oral principalmente, mediante agua o pienso contaminados. Existen dos fuentes básicas del virus de Pacheco. Una es un ave enferma diseminadora antes de morir. Otra fuente son los portadores asintomático, totalmente resistentes a la enfermedad aunque almacenan virus.

Entre 1 y 2 días antes de la muerte las aves padecen una diarrea acuosa amarillenta y la depresión solamente se descubre unas horas antes de la muerte. Con frecuencia no se presenta diarrea.<sup>8</sup> Muriendo las aves de forma aguda sin que haya signos. Los signos inespecíficos se observan principalmente en guacamayas y conuros, e incluyen letargia, anorexia, vomito y diarrea (a veces hemorrágica), descargas nasooculares y en ocasiones signos del SNC

Durante la fase de depresión suele observarse inactividad, anorexia, letargia, las aves mantiene los ojos cerrados durante largos periodos de tiempo, plumas desordenadas y preferencia por el suelo de la jaula en lugar de las perchas.

En la actualidad no se dispone de una prueba confiable para identificar aves portadoras del virus de la enfermedad de Pacheco. En el examen posmortem las lesiones macroscópicas incluyen hepatomegalia, esplenomegalia, enteritis hemorrágica, sinusitis, neumonía, aerosaculitis, congestión y hemorragia del bazo, hígado y riñones. El virus puede ser aislado de hígado, bazo, riñones y páncreas.<sup>14</sup>

Se ha informado que la administración oral de ciclovir (80mg/kg cada 8 horas) o la administración IM de la presentación para aplicación intravenosa (40mg/kg cada 8 horas) disminuyen la morbilidad y la mortalidad en brotes de enfermedad de Pacheco. La presentación para aplicación intravenosa puede causar necrosis muscular en el sitio de inyección, no usarla por más de 72 horas.

Son benéficos los cuidados de sostén, que incluyen líquidos, calor, alimentación asistida y antibioterapia para infecciones secundarias.<sup>8</sup>

## NEOPLASIAS

Las neoplasias son más frecuentes en el periquito australiano que en cualquier otro animal vertebrado. De los 26 órdenes de la clase aves, el orden psitaciforme presenta la mayor incidencia de neoplasias, se desconoce la razón para esta mayor incidencia de neoplasias en un grupo de aves, aunque se supone la intervención de factores hereditarios

Las neoplasias se sitúan en una de tres categorías basándose en su localización en el organismo y cada categoría posee distinto pronóstico y tratamiento. Las tres categorías son las siguientes:

- 1.- Tumores cutáneos y subcutáneos.
- 2.-Tumores en órganos de la cavidad abdominal
- 3.-Tumores óseos.

### **Tumores en la piel:**

El principal hecho a recordar sobre los tumores cutáneos es que existe un tratamiento. La extirpación quirúrgica, sea el tumor benigno o maligno, es el tratamiento preferido en aves de compañía. La extirpación quirúrgica se realiza con facilidad y con una atención cuidadosa de la herida y el empleo de un collar para que el ave no se pique, la operación tiene éxito con frecuencia. Siendo los mas comunes: lipomas, xantomas, adenomas, adenocarcinomas, papilomas y fibrosacomas.



Antes de la extirpación de neoplasias, la tensión y elasticidad cutánea deben ser valoradas pero evitando una manipulación tumoral excesiva. La dirección de las líneas de tensión cutáneas, forma de incisión y síntesis deben ser planeadas antes de la intervención quirúrgica. Para las neoplasias benignas se debe remover la masa y 1 cm de tejido normal, para los tumores malignos puede ser necesario un margen de más de 2-3 cm para la ablación local completa. El tejido fácilmente infiltrado por las células cancerosas (grasa, tejido subcutáneo, músculo, parénquima) debe ser retirado con el tumor. El cartílago, tendón, ligamentos, fascia y otros tejidos hipovascularizados y de colágeno denso son resistentes a la invasión neoplásica, a consecuencia estos tejidos son conservados durante la resección. Se deben remitir todas las masas tumorales extraídas para el examen histopatológico.

Para retirar cualquier tumor cutáneo, se requiere anestesia general y material de cirugía general.<sup>43</sup>

### **Tumores abdominales**

Siempre que se descubra un ave con un saliente en el abdomen se sospechará inmediatamente en la existencia de una masa que ocupa un volumen en el interior de la cavidad abdominal. Lo más probable es que la masa sea un tumor, aunque también podría tratarse de un huevo retenido, ascitis, un quiste ovárico, o depósitos de uratos causantes de gota visceral.

Para descubrir cuál es la causa exacta de este saliente será precisa una palpación cuidadosa, una radiografía, abdominocentesis o incluso una laparotomía. Un abdomen fluctuante y lleno de líquido puede indicar una ascitis provocada por fallo del corazón derecho o hipoproteinemia, mientras que síntomas de tenesmo y agotamiento pueden sugerir la presencia de un huevo retenido. Sin embargo, son muchas las posibilidades de que la saliente sea provocada por una neoplasia.

Los síntomas descubiertos son los asociados con una indigestión, tales como diarrea y deposiciones acuosas de color blanco amarillento. Al realizar la historia clínica, no dejar de preguntar si tales síntomas se apreciaron antes de producirse un saliente abdominal. Además, la presentación gradual será señal de que se trata de una neoplasia abdominal. Los mas comunes son: adenocarcinomas y fibrosarcomas.

A diferencia del tratamiento de los tumores cutáneos, el tratamiento de los tumores abdominales no suele tener éxito, ya que cuando los propietarios se dan cuenta de la saliente o protuberancia es por que el tumor ya abarca un 30% de la cavidad abdominal por lo que se dificulta una cirugía además la posibilidad de metástasis es alta. Por lo que es muy recomendable practicar la eutanasia.<sup>14</sup>

## Tumores óseos

Fibromas, fibrosarcomas y osteosarcomas se descubren frecuentemente en las aves enjauladas, afectando principalmente a patas, alas y ocasionalmente a las costillas cuando se sospecha que son malignos, la única esperanza de salvar la vida del ave consiste en amputar la extremidad por encima del tumor esto puede tener un problema grave cuando se trata de una pata. En general, cualquier tumor en o cerca de una articulación puede ser considerado maligno<sup>14</sup> por su alto porcentaje de metástasis invadiendo el hueso subcondral en los bordes articulares, causando osteólisis del hueso periarticular y destrucción de la articulación.<sup>32</sup> Por el momento no se ha tenido buenos resultados con la quimioterapia.<sup>14</sup>



Fig. 53 Los tumores afectan principalmente a periquitos australiano

Imagen tomada de: Gordon, 1982.

## RETENCION DE HUEVOS

Los síntomas de la retención de huevos, además de distensión abdominal, incluyen esfuerzos, agotamiento, iniciación súbita de una depresión y, con frecuencia, prolapso de cloaca u oviducto.<sup>39</sup>

Las principales causas de la retención de huevos son las siguientes:

- 1.- El enfriamiento provocado por una corriente de aire, la humedad en los nidos o una nutrición defectuosa.
- 2.- Huevos anormalmente grandes.
- 3.- Deficiencia de calcio, aparentemente, la contracción del músculo liso del útero es favorecida por el calcio, al aumentar el tono uterino.
4. La salpingitis, o inflamación del oviducto, debida generalmente a una infección bacteriana.

5. La retención de huevos es frecuente en hembras viejas, por atonía del oviducto.

6. El agotamiento por una puesta excesiva o por puesta fuera de temporada provoca tanto espasmos como atonía del oviducto. .

7.- Obesidad .<sup>14</sup>

Las especies mas comúnmente afectadas son periquitos australianos, canarios, finches, ninfas y agapornis. Los signos clínicos dependen de la especie de ave y de la posición del huevo: la mayoría de las retenciones de huevo ocurren en la parte distal del oviducto.

Los huevos atorados debajo de la pelvis pueden presionar los riñones o causar bloqueo intestinal. En aves pequeñas, como canarios y finches, es común la muerte repentina sin signos clínicos previos.

A las aves grandes se les ve tambalearse en la percha con el plumaje esponjado y los ojos semicerrados. Las aves pueden hacer movimientos frecuentes con la cola y movimientos abdominales fuertes.

El tratamiento y procedimientos de manipulación en caso de retención de huevo varían según la gravedad. Por ejemplo:

Hacer intentos ligeros para liberar el huevo colocando el pulgar y el dedo índice entre el huevo y la caja torácica y empujar hacia fuera y hacia abajo. La presión hacia afuera y hacia abajo evita el dolor y el choque por presión de los riñones.

Para estimular las contracciones uterinas y prevenir la hemorragia administrar una inyección intramuscular de calcio y oxitocina.<sup>8</sup>



Fig. 54 El uso de vapor caliente y glicerina ayudan a relajar la cloaca  
Imagen tomada de: Jhon, 1999.

Se puede administrar antibióticos y corticoesteroides de manera profiláctica. Si la presión manual cuidadosa no produce resultados, se debe intentar la liberación por medio de instrumentos como son: ovocentesis, laparotomía y episiotomía.<sup>6</sup> (Para el procedimiento de las técnicas anteriores se recomienda revisar los siguientes títulos: Birchard, Manual práctico de pequeñas especies; Branson, Avian medicine: principles and application).

## INTOXICACIONES

### Plomo

Es una causa común de enfermedad neurológica en aves confinadas en jaulas. Las fuentes de plomo que pueden causar intoxicación en aves incluyen superficies de objetos pintados con pinturas a base de plomo, cristal de plomo o parte posterior de los espejos.

Los signos de ingestión aguda de plomo incluyen depresión, anorexia, gastroenteritis (por lo general hemorrágica, éstasis del buche, regurgitación y deshidratación. Los signos neurológicos pueden ser de presentación aguda o latente, incluyen convulsiones, ataxia, debilidad, paresia, parálisis, marcha en círculos, inclinación de la cabeza, nistagmo, ceguera y depresión intensa

La terapéutica con quelantes está indicada en cualquier ave con sospecha de intoxicación por plomo. El EDTA cálcico es el agente quelante más utilizado.

Administrar EDTA, IM o SC, después de diluirlo con solución salina a dosis de 30-50 mg/kg cada 12 hrs durante 5 días. La terapéutica de sostén incluye complementación con líquidos, antibióticos, complementos de hierro, vitaminas y alimentación por sonda.<sup>8</sup>

### Insecticidas

Es común en las aves de ornato la intoxicación por insecticidas (organofosforados) los signos clínicos pueden incluir: debilidad, anorexia, diarrea, ataxia, temblores, parálisis, ataques, disnea y muerte, la diagnosis se basa en la historia de la exposición posible.

Los signos pueden aparecer de 7 a 10 días después de la exposición con el insecticida.

Se puede administrar atropina y cloruro de pralidoxime, para tratar la intoxicación con organofosforados. Solo es efectivo si se administra dentro de las primeras 24 a 36 horas después de la exposición.

## **Micotoxinas**

Las micotoxinas son subproductos metabólicos de algunos hongos que se encuentran en los alimentos como: cereales, panes, carnes y quesos. Los signos clínicos son a menudo vagos y pueden relacionarse con otras enfermedades, estos pueden incluir depresión, anorexia, hemorragia, poliuria, hematoquecia, lesiones erosivas, parálisis, lesiones en los dedos y un mal emplume. La ingestión podría causar enfermedad del hígado, riñón o inmunosupresión. El diagnóstico se basa en encontrar la toxina en comida o contenido gastrointestinal.

## **Sal**

La ingestión excesiva de sal podría causar depresión, polidipsia, poliuria, ataxia, temblores, epistótonos, ataques y la muerte. El tratamiento incluye el uso de diuréticos y 2 % de dextrosa en 0.45 % de solución salina.<sup>1</sup>

## **Tabaco**

La ingestión del tabaco puede resultar en hiperexcitabilidad, vómito, diarrea, ataques y la muerte. La exposición más común con tabaco es a través de la inhalación de humo pasivo o contacto con superficies contaminadas con el tabaco. Los signos clínicos incluyen: estornudos, escurrimiento nasal, sinusitis, ruidos como tos. La toxicosis por tabaco es tratada con la administración de carbón activado y aceite mineral.<sup>10</sup>

## **Warfarina**

Signos clínicos: depresión, anorexia, epistaxis, melena, hematoquecia y la formación de hematomas. La vitamina K puede ser de utilidad.

## **Zinc**

La toxicosis por zinc es común en los psitácidos, esta es causada por comer o morder cable galvanizado, malla, clavos, recipientes, platos de metal, grapas, algunas pinturas que contengan óxido de zinc.

Los signos clínicos por intoxicación con zinc incluyen debilidad, depresión, polidipsia, poliuria, vómito, diarrea, pérdida de peso y cianosis, La radiología podría indicar la densidad metálica en los ventrículos.

El diagnóstico definitivo está basado en los niveles de zinc en sangre. No hay tratamiento.

En ambas intoxicaciones el pronóstico es reservado.<sup>1</sup>

# CAPITULO 6



## MÉTODOS DE SEXAJE

Existen varias formas para determinar el sexo en un ave:

### **DIMORFISMO SEXUAL**

Se dice que una especie presenta dimorfismo sexual cuando existen diferencias visibles entre los machos y las hembras en dichas especies. Este es el método más sencillo de sexaje en aves, observar las diferencias entre ambos sexos para elegir una pareja. Pero esto no es tan sencillo como parece.<sup>7</sup>

- En primer lugar no todas las especies presentan dimorfismo sexual, lo que implica que hay especies en las cuáles los sexos son indistinguibles por su aspecto externo.
- En segundo lugar, aun cuando existan diferencias entre machos y hembras, estas no son siempre tan claras como para que cualquiera pueda distinguirlos, se requiere experiencia y una buena observación.
- En tercer lugar, el plumaje de los individuos jóvenes es muchas veces muy similar o idéntico al de las hembras, por lo cual podemos confundir un individuo inmaduro con una hembra.
- Por último este método no nos permite diferenciar el sexo de los individuos de manera precoz (puede ser necesario esperar incluso años).<sup>2</sup>

Entre las ventajas más notables del sexado por dimorfismo están su nulo costo y el mínimo o inexistente estrés para el animal por su manipulación.

### **Visualización de los órganos sexuales por endoscopia**

Este fue el primer método que podía emplearse para la determinación del sexo de cualquier ave. Consiste en realizar una pequeña intervención quirúrgica para visualizar directamente los órganos sexuales del ave y comprobar si las gónadas corresponden a un macho o a una hembra, es decir, si tiene ovarios o testículos. Para la operación se requiere anestesia general y un quirófano adecuadamente preparado, endoscopio de 2.7 mm de diámetro con un ángulo de visión de 30 y 170-190 mm de longitud, así como cierta pericia por parte del cirujano.<sup>30</sup>

La intervención consiste en realizar una pequeña incisión del lado izquierdo en la pared abdominal del ave, a través de la cual se introduce gas (CO<sub>2</sub>) mediante una sonda para que los órganos se separen de la pared abdominal y sea más fácil su observación, a través de este pequeño corte se introduce un aparato compuesto por una fuente de luz fría para no quemar las vísceras y un sistema de lentes que puede ir o no unido a un cable de fibra óptica (si solamente se usa el sistema de lentes hablamos de un endoscopio, si se usa el sistema de lentes junto con el cable de fibra óptica hablamos de un fibroendoscópio).<sup>35</sup>

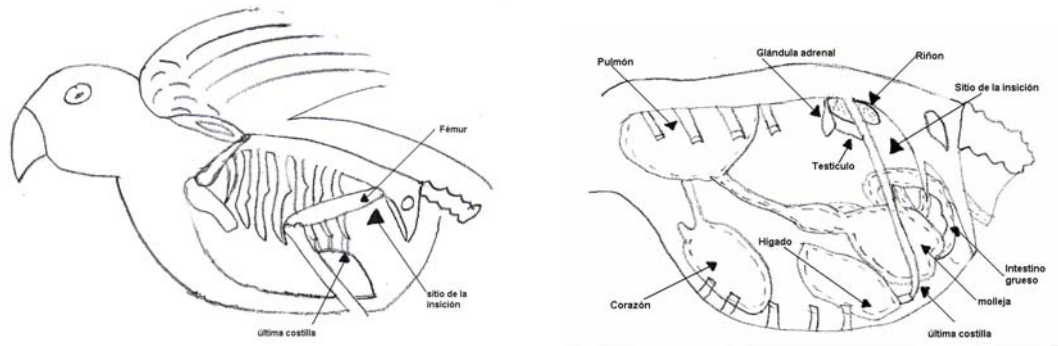


Fig. 55 Sitio de incisión para observación de órganos sexuales.

Imágenes tomadas de: Samour, 2000.

Entre los inconvenientes de este método son:

- Precio elevado.
- Aunque el riesgo es mínimo por las características de la intervención, este existe (tanto por el uso de la anestesia general como por la intervención en sí).
- Las manipulaciones y la propia intervención son muy estresantes para el animal.
- Es necesario desplazarse junto con el animal hasta la clínica veterinaria.
- No todos los profesionales veterinarios disponen del equipo requerido para esta técnica.
- En ejemplares jóvenes puede resultar indiferenciales las gónadas, y además en individuos obesos pueden no ser visibles por la presencia de depósitos de grasa.

Entre las ventajas de este método hay que destacar dos muy importantes:

- Es un método válido para todas las especies de aves.
- Su confiabilidad si se realiza adecuadamente es del 100 %; se ve sí el ave tiene testículos u ovarios con lo que no hay posibilidad de error.

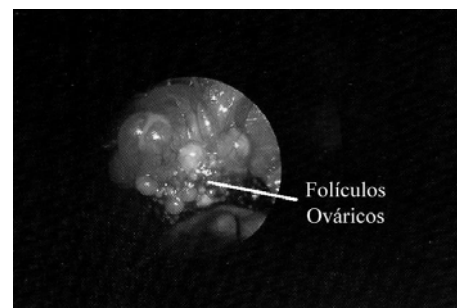
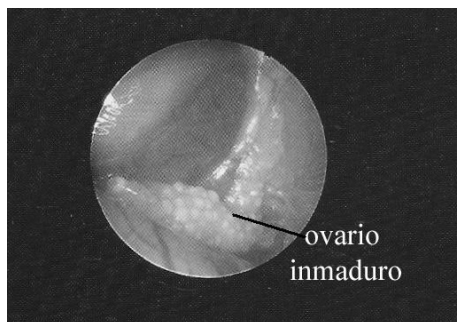


Fig. 56 y 57 Visualización del ovario por endoscopia



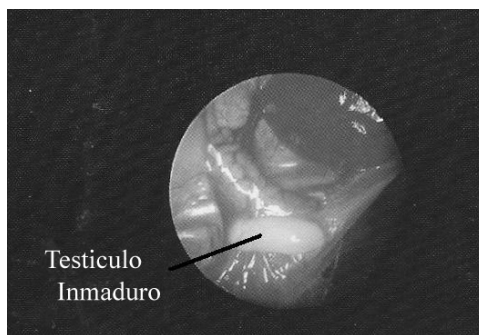


Fig. 58 Visualización del testículo por endoscopia

Imágenes tomadas de: Samour, 2000.

### **Visualización de los órganos sexuales por otoscopio**

Esta técnica se realiza bajo anestesia general, consiste en realizar una pequeña incisión del lado izquierdo de la pared abdominal del ave, se introduce el otoscopio en la incisión para observar los órganos sexuales. Si es necesario puede romperse el saco aéreo abdominal para una mejor observación. La incisión puede suturarse o no al criterio del médico.<sup>3</sup>

### **Determinación de niveles hormonales**

A nivel experimental se ha tratado de relacionar el sexo de las aves con la presencia de determinadas moléculas o cantidades de estas en sangre. El método que mayor difusión ha alcanzado es la determinación de los niveles de estrógenos ya sea en sangre o en deyecciones.<sup>41</sup> Los estrógenos se puede decir que son hormonas femeninas, aunque esto no es del todo correcto (también están presentes en los machos aunque en cantidades muy inferiores). Los métodos de determinación de estrógenos se basan en detectar la presencia de determinados niveles de estas hormonas para distinguir entre machos y hembras (por encima de cierta cantidad hembras, por debajo machos), los métodos de determinación empleados son muy variados, desde el análisis químico hasta complejos procesos como el radioinmunoensayo (RIA). Por los datos encontrados en la bibliografía el método más extendido es el análisis ELISA a partir de muestras de heces en busca de estrógenos. Básicamente el método ELISA consiste en usar moléculas que se unen a los estrógenos y a las cuales a su vez van unidas moléculas coloreadas. Cuanto más color en la muestra mayor cantidad de estrógenos. Las posibles ventajas de este método son que era relativamente más barato que los métodos de determinación genética y que la técnica podía ser algo más universal que la determinación genética, pero su escasa fiabilidad y el requerirse personal técnico especializado para la determinación ha hecho que caiga en desuso aunque se sigue investigando en esta vía.<sup>2</sup>

## Sexado en aves por ADN

Se realiza obteniendo ADN a partir de una pequeña muestra de sangre para posteriormente amplificar por **PCR** (reacción en cadena de la Polimerasa) un gen que varía en tamaño en ambos cromosomas sexuales. En el caso de las aves, la hembras presenta dos cromosomas sexuales distintos (ZW) mientras que en el macho son iguales (ZZ), por lo que los machos presentarán únicamente el gen correspondiente al cromosoma Z, mientras que las hembras además presentarán del cromosoma W, diferenciando de manera inequívoca ambos sexos.<sup>5</sup>

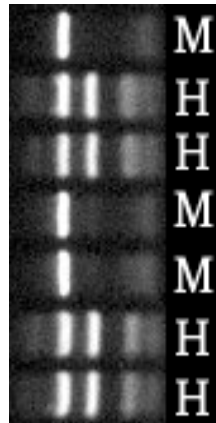


Fig. 59 Resultados de la reacción  
en cadena de la polimerasa

Imagen tomada de: [www.visionveterinaria.com](http://www.visionveterinaria.com)

# CAPITULO 7



# MANEJO

El manejo de las aves es parte fundamental en la clínica aviar, para poder realizar una exploración física detallada, toma de muestras, aplicación de tratamientos y llegar a un diagnóstico adecuado.

Algunas recomendaciones sobre el manejo y sujeción de aves durante la consulta:

- Proporcionar un ambiente tranquilo (silencioso, con iluminación tenue y sin excederse de personal).
- Disponer del instrumental y equipo necesario antes de empezar la consulta y exploración. (Toalla de tela o papel, báscula (que pese en gramos y kilos), termómetro, estetoscopio, lámpara de lápiz, opérculo o gasas para abrir el pico, hisopos, jeringas de 1ml y recipientes estériles para toma de muestras).
- Invertir el mínimo tiempo necesario para la exploración completa.
- Es aconsejable advertir al propietario del riesgo que supone para el animal la manipulación a que va a ser sometido, tomando en cuenta que pueden tener un paro cardíaco causado por el estrés, cuando son aves que no están acostumbradas al manejo.
- Evitar dañar al animal (fracturas de extremidades, rotura de plumas o uñas).
- Las estructuras potencialmente peligrosas (pico, garras, alas), deben ser sujetas en primer lugar.

El método de sujeción depende de la especie, la edad, el nivel de estrés, el tamaño del cercado y el ambiente. Muchos pacientes son presentados en jaulas pequeñas y antes de la sujeción todas las perchas, comida y tazones de agua deben ser retirados. Las puertas de jaulas pequeñas no admiten el acceso fácil y podría ser más práctico retirar la parte superior de la jaula en una habitación oscura. Una toalla de papel o tela pueden servir de barrera visual para permitir la captura de muchas aves.<sup>35</sup>



\* Fig. 60 para aves pequeñas se puede utilizar una toalla de papel para sujeción

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

Una vez retirados todos los recipientes se toma una toalla pequeña o de papel (según la especie), y se acorrala al ave en una esquina de la jaula cubriendo todo el cuerpo con la toalla, existen diferentes formas de sujeción por ejemplo:

Con el dedo pulgar, anular y meñique se sujeta el cuerpo del ave, y la cabeza se coloca en medio de los dedos medio e índice. (Periquitos australianos, ninfas y agapornis).<sup>2</sup>



Fig. 61 Modo de Sujeción de un ave pequeña.

Imagen tomada de: Beynon, 1996.

Otra forma es sujetar el cuerpo del ave con los dedos meñique, anular y medio y la cabeza la sujetamos con los dedos índice y pulgar. (Periquitos australianos, ninfas y Agapornis).



Fig. 62 Sujeciones

Imágenes tomadas de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

Se sostiene la cabeza del ave firmemente con una mano, colocando el pulgar y el dedo medio debajo de las mandíbulas y el dedo índice sobre la coronilla con la otra mano sujetar el ave con una toalla envuelta firmemente alrededor de su cuerpo. (Amazonas, Aratiga)<sup>41</sup>

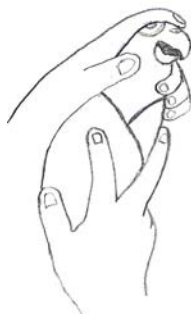


Fig. 63 Forma de sujeción para pericos y loros.

Imagen tomada de: Birchard, 1996.

Los objetivos principales son inmovilizar las alas, y controlar las piernas y la cabeza de especies con pies y picos fuertes (Aratinga). El ave permanecerá quieta si se mantiene bien sujeta por la espalda y a continuación pueden separarse las partes del ave que se quieran examinar. No se debe presionar excesivamente a las aves para evitar que muevan el abdomen o el esternón puesto que podrían asfixiarse<sup>30</sup>



Fig. 64 Forma de sujeción para un psitácido grande

Imagen tomada de: Agnes,1997.

Las aves alojadas en pajareras más grandes pueden a menudo escaparse volando en este caso pueden ser capturados utilizando redes, acercándose lentamente al ave, se debe tomar todo el tiempo que sea necesario para la captura y evitar cualquier lesión.<sup>17</sup>



Fig. 65. Las redes son de utilidad en aviarios grandes

Imagen tomada de: Smith, 1999.

Para las aves de mayor tamaño el manejo debe ser con mayor precaución ya que una cacatúa puede amputar un dedo fácilmente puesto que puede ejercer una presión de  $16\text{kg}/\text{cm}^2$  aproximadamente.<sup>14</sup>

# CAPITULO 8



# PROPEDEUTICA

Antes de la observación del paciente, se debe tener una entrevista previa con el dueño para saber que conocimiento tiene sobre su ave, sobre su manejo y cuidados además de educarlo, orientarlo y explicarle sobre los costos y el estrés al que va ser sometido su ave con el manejo y la exploración.<sup>28</sup>

Las primeras indicaciones que hay que darle al cliente son como debe trasladar su ave al consultorio:

El ave debe transportarse en su propia jaula y cubrirla con una manta para evitar el mayor estrés posible, retirar el agua pero no el alimento y accesorios. El sustrato (la mayoría de las veces es papel periódico que se pone en el piso de las aves) debe cambiarse al momento de llevar el ave al consultorio y el anterior debe ponerse en una bolsa y llevarlo a la consulta, este sustrato debe ser preferentemente del día anterior.<sup>14</sup>



\* Fig. 66 Para el traslado del ave se deben retirar los recipientes de comida, agua y juguetes.

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

Para una buena evaluación del ave se recomienda seguir los siguientes pasos:

1.- Una vez que el cliente llega con el paciente aviar, se coloca en un lugar tranquilo a una distancia considerable de nosotros, pero donde podamos hacer una observación exhaustiva del ave y su ambiente.

Hay muchas maneras de inspeccionar un ave y el método escogido dependerán de las circunstancias, el tipo de instalaciones y el propósito del procedimiento, en general las observaciones pueden ser divididas en dos tipos: 1) con el ave consciente del observador 2) con el ave inconsciente de la presencia del observador. Lo Ideal es utilizar ambos métodos ya que ninguno proveerá toda la información relevante necesariamente.



La inspección del ave se recomienda a una distancia considerable ya que ciertos rasgos conductuales pueden ser presentados por un ave cuando está solo, pero no puede ser mostrado cuando el mismo observador está a la vista, y los rasgos conductuales pueden ser ocultados.

A la inversa, algunos rasgos son presentados cuando una persona esta presente, especialmente cuando son psicológicos y que puede ser provocados por la presencia humana u otros estímulos. La respuesta del ave al darse cuenta de la presencia de una persona o a los estímulos como el sonido debe ser tomado muy en cuenta.<sup>35</sup>

Los puntos que debemos tomar en cuenta al realizar la observación son: tipo y material de las instalaciones. La forma y cantidad del excremento, se debe revisar el color, la textura, la regularidad y el volumen de las heces, uratos y orina proveerán la información sobre el apetito y las funciones gastrointestinales, renales y hepáticas.

La frecuencia de la defecación y el volumen de excremento varían con la especie de ave. En general aves más pequeñas con un metabolismo más rápido defecan con mayor frecuencia. Un periquito australiano normal podría producir de 25 a 50 deyecciones por día, mientras una guacamaya puede defecar 8 a 15 veces al día.<sup>2</sup>

El excremento normal debe constar de un componente fecal, uratos y orina líquida. El color normal de las heces es un verde oscuro. Los Uratos normales deben ser de color blanco y la orina debe estar clara. La dieta a base de granos o frutas de colores como moras, el componente fecal es de color muy oscuro.

La presencia de sangre puede indicarnos algún problema de gastroenteritis, neoplasia en el tracto digestivo, síndrome hemorrágico, desnutrición o Intoxicación.<sup>2</sup>



Fig. 67 Normal

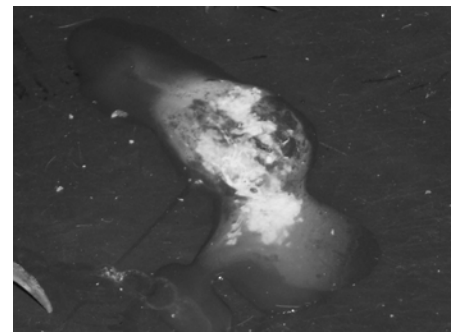


Fig. 68 Diarrea

Imágenes tomadas de: Branson, 1994.

El color arcilloso nos indica mala absorción o mala digestión. La falta de uratos esta relacionado con enfermedad renal o hepática, el color amarillo-café nos indica hemólisis, hepatitis por desnutrición, intoxicación, o infección. El color verde del excremento puede ser por hepatopatía.<sup>1</sup>

Algunos signos de que el ave esta gravemente enferma incluyen esponjar las plumas, ojos parcialmente cerrados, cabeza baja, dificultad para respirar, sentado en la parte inferior de la jaula, postura encorvada e incoordinación.



\* Fig. 69 Apariencia de un ave enferma

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

Antes de hacer la exploración física del ave es necesario observarla durante 5 a 10 min. dentro de su jaula tomando en cuenta los siguientes puntos y al mismo tiempo podemos realizar la anamnesis, hay que recordar que el manejo y manipulación del ave debe ser lo menos posible y en poco tiempo.<sup>2</sup>

## RESEÑA <sup>14</sup>

Especie \_\_\_\_\_

Color: \_\_\_\_\_

Sexo \_\_\_\_\_

Nombre del propietario \_\_\_\_\_

## ANAMNESIS <sup>1, 15, 17, 41</sup>

1.- ¿Qué signos presenta su ave? \_\_\_\_\_

2.- ¿Cuánto tiempo tiene con el problema? \_\_\_\_\_

3.- ¿Ha disminuido o cambiado su consumo de alimento y agua? \_\_\_\_\_

4.- ¿Le han cambiado la dieta? \_\_\_\_\_

5.- ¿Le han cambiado sus hábitos últimamente? \_\_\_\_\_

6.- ¿Se han producido cambios bruscos en su medio ambiente? \_\_\_\_\_

7.- ¿Ya ha presentado este problema con anterioridad? \_\_\_\_\_

8.- ¿Ha recibido algún tratamiento (si / no)? \_\_\_\_\_

9.- ¿Tuvo alguna mejoría? \_\_\_\_\_

10.- ¿Donde se adquirió el ave? \_\_\_\_\_

11.- ¿Cuanto tiempo tienen con ella? \_\_\_\_\_

12.- ¿Esta sola o con otras aves? \_\_\_\_\_

13.- ¿Las otras aves presentan algún signo? \_\_\_\_\_

14.- ¿Ha adquirido nuevas aves? (si es así; donde y cuando la adquirieron de que especie y edad)?\_\_\_\_\_

15.- ¿Tiene contacto con otros animales?\_\_\_\_\_

16.- ¿Conoce la especie y el origen de su ave?\_\_\_\_\_

17.- Comportamiento:

¿Actividad normal? Si No

¿Capacidad normal para volar? Si No

¿Camina o permanece en la percha? Si No

¿Inquietud? Si No

¿Indiferencia? Si No

¿Alguna cojera o defecto al caminar? Si No

¿Permanece agazapada sobre la percha o en el suelo? Si No

¿Realiza esfuerzos como si fuese a defecar? Si No

¿Mantiene las alas separadas del cuerpo? Si No

¿Le cae la cabeza sobre el pecho? Si No

¿Se estira? Si No

¿Tiembla? Si No

¿Esta abatida, se desmaya? Si No

¿Mueve la cola hacia arriba y abajo? Si No

¿Mantiene los ojos cerrados o parcialmente cerrados? Si No

¿Vómito o regurgitación? Si No

18.- ¿Que suplementos recibe? (vitaminas, minerales) \_\_\_\_\_

18.- ¿Cuál es la historia reproductora de su ave?\_\_\_\_\_

19.- ¿A qué plantas de interior tiene acceso el ave?\_\_\_\_\_

20.- ¿El ave es expuesta a humo de cigarrillo?\_\_\_\_\_

## HOJA DE OBSERVACION <sup>1,14, 17, 35</sup>

¿Tamaño correcto de la jaula? Si No

¿Juguetes seguros? Si No

¿La jaula es pintada o nueva? Si No

¿Percha correcta? Si No

Deyecciones: número \_\_\_\_\_ Olor \_\_\_\_\_ Color \_\_\_\_\_ consistencia \_\_\_\_\_

¿Hueso de jibia? Si No

Platos (tamaño adecuado, limpios) Si No

Presencia de ácaros Si No

Plumas en el suelo Si No

Localización del ave en la percha \_\_\_\_\_ en la parte inferior de la jaula \_\_\_\_\_

Posición del ave encorvado \_\_\_\_\_ esponjado \_\_\_\_\_ Normal \_\_\_\_\_

Plumas normal \_\_\_\_\_ pocas \_\_\_\_\_ opacas \_\_\_\_\_

Ojos normal \_\_\_\_\_ con secreción \_\_\_\_\_ cerrados \_\_\_\_\_

Patas y picos normal \_\_\_\_\_ resecos \_\_\_\_\_ engrosados \_\_\_\_\_

Reacciona el ave al acercarnos a la jaula Si No

Respiración: normal \_\_\_\_\_ golpes secos \_\_\_\_\_ ruidosa \_\_\_\_\_  
rápida \_\_\_\_\_ trabajosa \_\_\_\_\_ estornudos \_\_\_\_\_

# EXPLORACION FISICA

## Examen sistemático

Este es realizado en forma ordenada y como su nombre lo dice por sistemas, para no omitir una parte especial del examen o un procedimiento especial. Tales omisiones pueden causar complicaciones o un diagnóstico erróneo.

El enfoque preferido para el examen clínico sistemático es comenzar con la cabeza del ave, seguir con el cuerpo, revisar alas, cola, piernas y pies, es importante comparar y contrastar el lado derecho con el izquierdo<sup>2</sup>.

## Ojos

Los ojos de un ave normal deben estar despejados, simétricos, y centrados. La conjuntiva normal es rosa pálido y húmeda. La hidratación es valorada en la piel sobre los párpados. La conjuntivitis, los ojos hundidos y las secreciones son anormales. La coloración clara o blanca de la conjuntiva puede demostrar anemia.

Se debe revisar el color del iris, el color es una señal de la edad en muchas clases de aves. Loros de Amazonas jóvenes tienen iris marrón que se hacen rojo - naranja cuando envejecen. Los loros grises africanos jóvenes tienen iris marrón que cambian al gris, luego a blanco. Los guacamayos jóvenes tienen iris marrón que cambian al gris y luego entre 1 y 3 años de edad el color cambia de gris a amarillo. Las cacatúas jóvenes tienen iris marrones, las cacatúas de sexo femenino adultas tienen iris rojo - marrón, y los machos adultos tienen iris marrón oscuro a negro.<sup>1</sup>

## Pico

El pico aviar normal es suave, simétrico, completo, funcional y sin desgaste. Puede ir cambiando de liso a rugoso por la edad. Las anomalías del pico incluyen pico superior de menor tamaño que el inferior, surcos, grietas o necrosis.<sup>6</sup>

## Orificios nasales y cera

La cera es el área sensible levantada en la base del pico superior. La forma de los orificios nasales varía con la especie. La estructura de cartilaginosa que moldea la pared medial de los orificios nasales es el opérculo. El opérculo previene la entrada de objetos extraños a la cavidad nasal.

Los orificios nasales de aves normales son simétricos y evidentes. Las anomalías de la cera y los orificios nasales incluyen asimetría, orificios nasales deformes o flujo nasal. El color de la cera puede indicar el sexo del ave en periquitos australianos, es de color azul en machos y de color rosa o bronceado en hembras.<sup>2</sup>

## Boca

La lengua de los psitácidos es muscular, fuerte, y diestra. La exploración de la boca incluye la observación de las coanas y la orofaringe. Nos podemos ayudar con una lámpara de bolsillo, espejuelos especiales (clips, pinzas, gasas), esto nos ayudara a una observación rápida.<sup>35</sup>

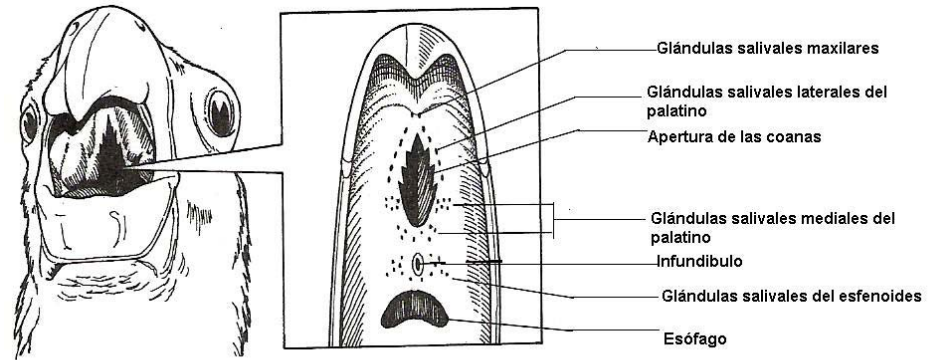


Fig. 70. Puntos de observación en la cavidad oral

Imagen tomada de: Glenn, 2000.

## Oídos

La exploración de los oídos (no hay orejas) se lleva a cabo, soplando en la parte lateral de la cabeza a la altura de los ojos, se debe observar si presentan alguna obstrucción o secreción anormal.

## Alas

En las alas se revisa la simetría, envergadura, movimiento, simetría, algún abultamiento anormal, a la piel y plumas se les revisa el color, forma, uniformidad o presencia de parásitos. El estado de deshidratación puede ser determinado por la observación de la vena radial. Las venas normales son voluminosas y vuelven a su forma inmediatamente después de presionarla ligeramente.

Las articulaciones son extendidas, para su revisión. Algunas anomalías son deformación de los huesos, ulceraciones, hemorragias o crepitación. Los piojos en psitácidos son encontrados sobre las plumas largas de las alas.



## Abdomen

Las plumas normales son suaves, simétricas y limpias. La exploración de los músculos pectorales es de gran importancia ya que aquí nos daremos cuenta del estado nutricional del ave.<sup>1</sup>

La palpación se realiza ejerciendo una pequeña presión en el tórax de arriba hacia abajo, el abdomen tiene forma ligeramente cóncava. Las anomalías incluyen las desviaciones del esternón, masas musculares escasas, falta de plumas, masas prominentes palpables, masas subcutáneas grasosas, hepatomegalia, costras, ulceraciones o hemorragias subcutáneas.<sup>2</sup>

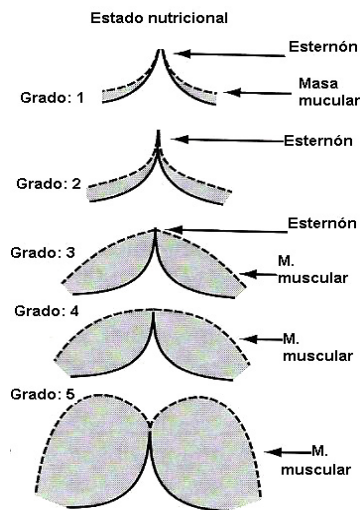


Fig. 71 Entre 3 y 4 se considera un estado nutricional adecuado, 1 y 2 caquexico y 5 obeso.

Imagen tomada de: Agnes, 2005.

## Cloaca

El área pericloacal normal debe estar libre de heces. La cloaca puede ser revisada pasando suavemente una pequeña torunda de algodón húmedo. El algodón es deslizado suavemente por la cloaca mientras se ejerce una pequeña presión. La mucosa también puede ser expuesta doblando la cola sobre la parte posterior, la mucosa es rosa, húmeda y relativamente suave.<sup>17</sup>

Las anomalías de la abertura incluyen plumas sucias en el área pericloacal, proliferaciones, tejido sobresaliente, lesiones, erosiones o eritema.

Puede tomarse una muestra cloacal con un hisopo y realizar una tinción de Gram para estudiar la flora bacteriana (La flora microbiana normal está formada por 100-200 microorganismos por campo de inmersión y en las proporciones: 60-80% de bacilos Gram positivos, 20-40 % de cocos Gram positivos, 1 a 2 bacilos Gram negativos y levaduras).<sup>30</sup>

## **Patas y pies**

El pie aviar normal es uniforme en color y textura. Las plumas son suaves y uniformes. Las anomalías de los pies y patas incluyen áreas calvas, eritema, erosiones, úlceras, lesiones proliferativas, dificultad para constricción, articulaciones hinchadas y deficiencias neurológicas (problemas al caminar). Para examinar las articulaciones es necesario humedecer las plumas con alcohol.<sup>1</sup>

## **Anillos**

Los anillos de las patas son útiles para la identificación de aves individuales en aviarios. (En aves de mascota individuales no tienen ningún propósito útil). Se debe examinar la piel en busca de irritación, inflamación o necrosis, el fuerte aumento y trauma pueden ser el resultado de anillos colocados incorrectamente. El retiro es cuidadoso y controlado, es sumamente importante para evitar el trauma a la pierna o fracturas.

## **Auscultación (Corazón y pulmones)**

El examen del sistema cardiovascular aviar requiere auscultación minuciosa. El corazón es audible en la parte ventral. La enfermedad cardíaca es muy infrecuente en las aves, a excepción de la enfermedad cardíaca congénita en neonatos. La evaluación del sistema cardiovascular debe ser llevada a cabo al comienzo de la examinación física de un ave, ya que la tensión puede incrementar el ritmo del corazón.

El examen del sistema respiratorio también requiere auscultación minuciosa. Esta evaluación debe ser llevada a cabo inmediatamente después de auscultación del sistema cardiovascular. Se debe escuchar los pulmones con un estetoscopio de preferencia pediátrico en la parte dorsal del tórax, la tráquea se ausculta por la parte dorsal del cuello. Los sonidos anormales, como clicks, los resuellos, y los chirridos, son relacionados con enfermedades bronquiales, que ocurre a menudo con la participación de tracto respiratorio bajo.<sup>6</sup>

La captura o manipulación puede incrementar la frecuencia respiratoria en 1.5 a 2 veces a la de reposo y la frecuencia cardíaca puede aumentar de 2 a 3 veces. El tiempo que necesita un ave para recuperar la frecuencia respiratoria en reposo tras ser sometida a manipulación, en aves sanas es de 2 minutos<sup>25</sup>, por lo que el aumento de cualquiera de estas constantes no es de gran valor diagnóstico, a menos que encontremos alteración en el ritmo o ruidos anormales.<sup>29</sup>



Fig. 72 Auscultación

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

**Tabla. 2 Constantes fisiológicas** <sup>3, 30</sup>

Especie	Frecuencia cardiaca en reposo (por minuto)	Frecuencia respiratoria en reposo (por minuto)
Periquito australiano	260-270	60-75
Inseparable	240-250	50-60
Carolina	210-220	40-50
Cotorras y pericos pequeños	205-220	40-50
Cotorras y pericos grandes	165-205	30-45
Cacatúa	125-170	15-40
Guacamaya	115-135	20-25

# CAPITULO 9



## TOMA DE MUESTRAS

A diferencia de los mamíferos y de otros animales, las aves presentan particularidades que dificultan la interpretación de signos clínicos específicos de una enfermedad en particular, por lo tanto el médico deberá hacer uso de un proceder diferente para lograr alcanzar un diagnóstico definitivo. La citología puede ser una herramienta muy poderosa, especialmente si se usa en conjunto con otras pruebas diagnósticas como: hematología e histopatología, para llegar a un diagnóstico certero.

Se debe realizar un examen clínico exhaustivo y sistemático en busca de síntomas y signos de enfermedad, lo cual determinará qué muestras clínicas debemos tomar y enviar al laboratorio para ser procesadas. Las muestras deben indicar como fueron tomadas, el tipo de conservador que se empleo, cómo deberán ser procesadas y cómo fueron transportadas. Todas las muestras deberán estar etiquetadas con precisión para su adecuadas identificación y localización. Una regla importantísima en la toma de muestras en el caso de aves, es tener un plan cuidadoso y tener la certeza de que los materiales necesarios están disponibles y a la mano, puesto que por la naturaleza de las aves, como son el tamaño, fragilidad y su predisposición al estrés, quizás no tengamos una segunda oportunidad de repetir la muestra.<sup>2</sup>

Las muestras clínicas más frecuentemente empleadas en aves incluyen:<sup>29</sup>

- \*Sangre (hematología)
- \*Plumas
- \*Heces
- \*Uratos
- \*Frotis y/o improntas
- \*Aspirados
- \*Raspados cutáneos
- \*Biopsias

## **RECOLECCION DE SANGRE**

La hematología ofrece información que ayuda a llegar a un diagnóstico más certero. La sangre de las aves se diferencia de la sangre de los mamíferos por poseer hematíes o eritrocitos grandes y nucleados. Las muestras de sangre para hematología deben ser recolectadas en tubos con EDTA o heparina y en cantidades compatibles con el volumen de sangre a ser colectado, enviándolas lo más rápido posible para su análisis.<sup>9</sup>

La recolección de sangre y análisis son prácticos, incluso en aves pequeñas. Se puede obtener hasta 1 % del peso del cuerpo a menos que el ave esta anémica, por ejemplo; una cacatúa de 500 g se le puede extraer una muestra de 5 ml de sangre. Aves anémicas y seriamente enfermas podrían requerir un tamaño de muestra reducido.

Las muestras de sangre pueden ser tomadas en una jeringa, tubo capilar o microtainer, el sistema de recolección por venipunción puede ser realizado con una jeringa y aguja del número 23 a 27.

La sangre coleccionada para frotis debe ser obtenida sin anticoagulante. Los sitios para la recolección de la muestra de sangre en aves incluyen la vena yugular derecha, vena radial o vena metatarsal medial. El sitio de elección para la recolección es la vena yugular derecha porque es la de mayor tamaño y disminuye el riesgo de hematomas.<sup>20</sup>

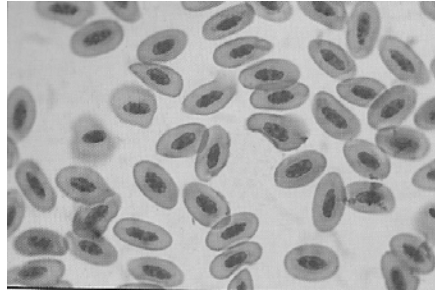


Fig. 73 Eritrocitos de ave  
Imagen tomada de: Funge, 2000.

### **Venipunción de yugular**

Las aves pequeñas pueden ser sujetadas con una mano y la sangre coleccionada con otra mano. El cuello es levemente estirado para estabilizar la vena, en aves grandes es necesaria la contención del ave por un ayudante, las plumas sobre la vena yugular derecha son separadas con un algodón con alcohol, la vena es visualizada, y la muestra es recolectada con una aguja del 23 y jeringa de 3 ml o jeringa de 1 ml. Se puede hacer una ligera presión en la entrada de la cavidad torácica para resaltar la vena. Después de la recolección de muestra se hace otra ligera presión con un algodón con alcohol. La vena yugular izquierda es pequeña pero puede ser utilizada para la recolección de sangre.<sup>22</sup>



Fig. 74 Obtención de sangre por yugular  
Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## Venipunción de la vena radial

La sangre puede ser colectada de la vena radial en aves de tamaño mediano a grande, sin embargo, debido a la presión que es ejercida para la recolección es muy común la formación de hematomas, incluso con la técnica correcta.<sup>35</sup> Para la obtención de la sangre el ave se coloca en decúbito dorsal, se extiende el ala, se humedecen la plumas con un algodón con alcohol y se hace una ligera presión en la parte proximal del ala para resaltar la vena.

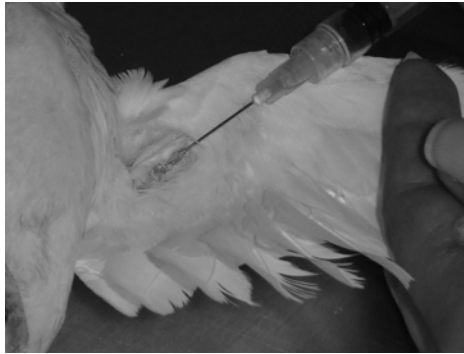


Fig. 75. Obtención de sangre por la vena radial

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

## Metatarsal medial

La vena metatarsal medial esta ubicada sobre la pierna dorsomedialmente, arriba de la articulación del tarso. Visualizar la vena, aplicar una ligera presión digital proximal al sitio de recolección. La venipunción se realiza con aguja del 25 y jeringa de 1 o 3 ml. Se aplica una ligera presión con algodón cuando la aguja es retirada.<sup>1</sup>



Fig. 76

Imagen tomada de: Agnes, 1997.

## Colección de la uña del pie

La uña debe ser cortada con tijeras o cortaúñas afiladas y estériles, sujetando el ave con una toalla y dejando al descubierto solo la pata de la cual se va a tomar la muestra. Este método solo se utiliza para obtener una muestra muy pequeña de sangre. Para detener la hemorragia se utiliza cualquier polvo hemostático.<sup>17</sup>



Fig. 77. Corte de uña para obtención de sangre

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

En los últimos tres métodos mencionados, es necesario realizarlos con un ayudante que sujete el ave adecuadamente.

## Plumas

En las plumas podemos determinar: Presencia de ectoparásitos, principalmente ácaros y piojos, bacterias, hongos y deficiencias nutricionales (cambio o ausencia de color y líneas de estrés), las plumas de elección para la toma de la muestra son las plumas primarias, estas son tomadas con pinzas y extraídas desde el folículo.<sup>29</sup>

## Heces

Con las heces podemos evaluar el tracto gastrointestinal, urinario, reproductor, además de la identificación de Parásitos (protozoarios, nemátodos y céstodos, principalmente) y bacterias. Para realiza un frotis se introduce ligeramente en la cloaca un hisopo húmedo con solución salina fisiológica, se hacen unos pequeños movimientos circulares, se retira el hisopo, se coloca en un porta objetos y se va rodando hasta formar una capa delgada, por ultimo es teñida con tinción de Gram, para la identificación de bacterias. Para un examen coproparasitológico la muestra se puede tomar directamente del piso de la jaula del ave.<sup>1</sup>



## Orina

Las muestras pueden ser colectadas poniendo una tela impermeable debajo de la parrilla o poniendo el ave en una parrilla con una superficie no porosa (por ejem. una parrilla de acero). La parte líquida es aspirada, evitando las heces y los uratos.<sup>5</sup>

**Tabla. 3 Valores normales de urianálisis<sup>1</sup>**

Color	Claro
Gravedad específica	1.005-1.020
pH	6.0-8.0
Proteínas	Negativo
Glucosa	Negativo
Cetonas	Ausente
Bilirrubina	Ausente
Urobirinogeno	0.0-0.1
Eritrocitos	Negativo
<b>Sedimento</b>	
Células epiteliales	ausentes
cilindros	Ausentes
Leucocitos	0-3 por campo de observación
hematies	0-3 por campo de observación

## Frotis y/o improntas

Generalmente los frotis y las improntas nos pueden servir para realizar diferentes tipos de procedimientos diagnósticos, como son la observación directa sin teñir en el caso de heces para la observación de parásitos, protozoarios y uratos. También podemos procesar los frotis y las improntas fijándolas y posteriormente teñirlas para exámenes citológicos. De esta forma podemos valorar diferentes tipos celulares y su procedencia, como son las células epiteliales, de tejido conectivo, células del sistema inmunitario, células neoplásicas, así como alteraciones de las mismas como sería el caso de células presentes en un proceso inflamatorio o en procesos patológicos.

Para este tipo de muestras recurrimos generalmente a la citología exfoliativa y la técnica de punción por aguja fina. Dicha técnica es muy útil en aves, puesto que produce una mínima invasión a diferencia de las biopsias que presuponen una mayor invasión y que generalmente requieren el empleo de anestesia.<sup>20</sup>

Las tinciones de rutina utilizadas en medicina aviar incluyen tinción de Gram, tinción de Wright y tinciones rápidas como Diff Quick o Hema-tek. Otras tinciones útiles incluyen tinción de Giemsa y Tinción ácido resistente.<sup>1</sup>

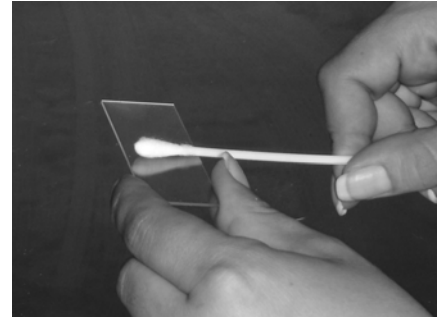


Fig. 78 y 79. Frotis de cloaca para la identificación de parásitos.

Imágenes tomadas de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

### **Raspados cutáneos**

Los raspados cutáneos se emplean en la búsqueda de hongos y de ácaros en general y en el caso de algunas enfermedades virales (viruela aviar y enfermedad de newcastle) En el caso de los raspados cutáneos debemos tener mucho cuidado, pues la piel de las aves se daña fácilmente, debido a que su grosor es mucho menor de la que tienen los mamíferos, no obstante que tiene la misma composición y número de capas.<sup>20</sup>

### **Aspirados o lavados**

Los aspirados los podemos realizar en: cavidades como cavidad oral, faringe, coanas, cloaca, lavado nasal y lavado del buche.

Un aspirado del buche para examinación esta indicado en aves con historia de vómito, regurgitación excesiva y/o anormalidades del buche. Esto se hace por medio de la introducción cuidadosa de un tubo de plástico de punta redondeada estéril o un tubo de goma a través de la boca del ave y al interior del esófago hacia el buche, el tubo debe pasar libremente sin resistencia, de manera que evite cualquier daño físico al esófago o el buche. Es de ayuda mantener la cabeza y el cuello extendido y recto durante el procedimiento para facilitar el paso del tubo. El contenido del buche puede ser aspirado gentilmente en una jeringa estéril conectada en el otro extremo del tubo. Se debe tener cuidado de no aplicar demasiada presión que pueda causar daño a la mucosa del buche.

Se puede hacer un lavado del buche, irrigando éste con una pequeña cantidad de solución salina estéril al 0.9% y aspirando inmediatamente el fluido para una prueba citológica.<sup>10</sup>

## Lavados nasales

Los lavados nasales pueden ser utilizados tanto para propósitos terapéuticos como diagnósticos. Existe una marcada mejoría clínica en enfermedades respiratorias superiores cuando se tratan con lavados nasales en conjunto con terapia sistémica. Tanto la remoción mecánica de las descargas acumuladas y la aplicación tópica de un antibiótico pueden contribuir al mejoramiento. Una solución salina estéril, usualmente junto a una dosis de un antibiótico (si no existe la intención de cultivar el material colectado). Para este procedimiento, el ave se sujeta con una toalla con el pico apuntando hacia abajo, preferentemente sobre un recipiente. La jeringa es colocada en uno de los orificios nasales de modo que haga un sello hermético con el extremo final. Enseguida la solución es descargada en el pasaje nasal con una leve presión, expulsando el contenido por el orificio nasal opuesto, con la obstrucción, el fluido también puede salir del conducto lagrimal. Esto no causa ningún daño y frecuentemente el lavado saca grandes tapones de material del conducto.<sup>15</sup>

## Biopsias

Las biopsias se emplean principalmente para histopatología o citología por punción de aguja fina. Normalmente son difíciles de obtener en las aves, puesto que suponen el empleo de anestesia para su obtención y una técnica cuidadosa de hemostasia y mínimo daño de tejidos, de manera que no se comprometa la vida del paciente.<sup>20</sup>

## Examen coproparasitológico

Aunque poco común en mayoría de los pacientes de aviarios, los parásitos son más comunes en psitácidos, que en las otras especies aviarias. Los exámenes coproparasitológicos como flotación y observación directa son los métodos más utilizados para el diagnóstico de parásitos en aves de compañía.

Antihelmínticos, antiprotozoarios, y coccidiostatos son los agentes de elección para tratar psitácidos afectados. Ha habido informes de la toxicidad para algunas especies aviarias con ciertos agentes antiparasitarios, por lo tanto es importante confirmar la seguridad de cualquier producto para la especie de psitácido que va a ser tratado, antes de iniciar el tratamiento.<sup>2</sup>

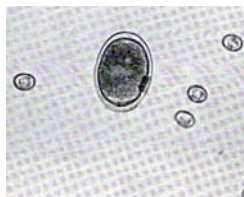


Fig. 80 Eimeria



Fig. 81 Isospora



Fig. 82 Huevo de singamus traquea

Imágenes tomadas de: Quiroz, 2003.

## RADIOLOGIA

Existen dos causas principales de traumatismo en las aves enjauladas, la primera es por métodos incorrectos de captura que pueden provocar fracturas de alas y patas, pérdida de dedos y ocasionalmente, lesiones en el sistema nervioso central. Dichos traumatismos son comunes en aves psitácidas de mayor tamaño en las que es limitado el control y la maniobrabilidad durante el vuelo.<sup>17</sup> La segunda causa de traumatismo se debe al permitir que las aves vuelen libremente en el interior de la vivienda. Con frecuencia un ave se excitará, asustará o simplemente no calcula bien su vuelo y se golpea la cabeza contra una pared.

Si el ave sobrevive a la lesión cualquiera que sea la causa del traumatismo, su marcha, vuelo, actitud o postura puede ser anormal. La radiografía ayudará para establecer un diagnóstico.

La radiología es uno de los exámenes de mayor utilidad en el diagnóstico y pronóstico en la clínica aviar, es un diagnóstico no invasivo, de bajo costo. Otras ventajas son que las aves poseen sacos aéreos que favorecen la visualización radiográfica interna, y los órganos presentan poca movilidad. La técnica a ser empleada depende del equipamiento disponible, tipo de película, tamaño del paciente y experiencia del radiólogo. Como regla general, se debe usar un miliamperaje alto (mA), kilovoltaje bajo (kv) y menor tiempo de exposición posible. Los aparatos con amperaje mínimo de 200 mA son recomendados para psitácidos, conforme el tipo de película, calidad de aparato y tamaño del paciente, el tiempo de exposición puede variar de 1/30 -1/60 segundos con distancia focal de 75-100cm.<sup>3</sup>

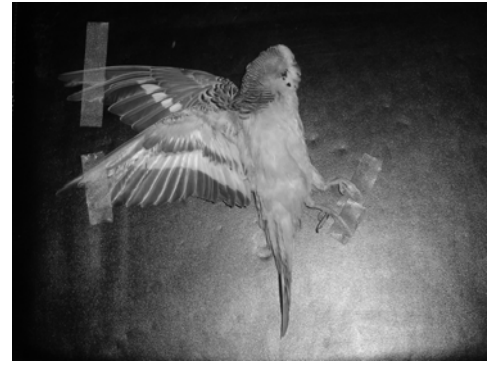
Por lo general se requiere sedación o anestesia para el posicionamiento correcto del paciente y la toma radiográfica. El ave se sujeta con tela adhesiva directamente en el chasis o sobre una lámina acrílica fina, que se ajusta sobre el chasis. Para una interpretación radiológica precisa, es necesario por lo menos una exposición ventrodorsal y otra lateral, durante la inspiración.

En la posición ventrodorsal se debe procurar alinear el esternón con la columna vertebral y las patas y alas se deben extender para que no se sobrepongan a los órganos internos, el cuello debe ser extendido y fijado con cinta adhesiva y con delicadeza.

En la posición lateral, los acetábulos deben estar superpuestos de manera que el ave quede en posición simétrica a la mesa. Las alas son extendidas y fijadas dorsalmente, quedando el ala sobrepuesta más caudal que la opuesta. La pierna sobrepuesta se debe fijar más caudal que la opuesta. El cuello también deberá ser extendido y fijado con cuidado para evitar el sofocamiento.<sup>6</sup>



\* Fig. 83 Toma ventrodorsal



\* Fig. 84 Toma lateral

Imágenes tomadas de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

# CAPITULO 10



# TERAPEUTICA

## VIAS DE ADMINISTRACION

Existen diferentes vías de administración, que son:<sup>30</sup>

### 1.- Oral:

- En el pico
- En el agua de bebida
- Alimento

### 2.- Parenteral:

- Intramuscular
- Subcutánea
- Intravenosa
- Intraósea
- Intracelómica

### 3.- Tópica:

- Local
- Nebulización
- Enema

## VÍA ORAL

En el pico:

Ventajas. Permite administrar dosis precisas más o menos fácilmente según la aceptación del ave.

Desventajas: puede requerir una inmovilización del paciente (estrés alto).

Posibilidad de aspiración traqueal o nasal durante la administración.<sup>22</sup>

Puede requerir sondaje esofágico. Solo útil en productos absorbibles mediante esta vía. Las complicaciones secundarias son: regurgitación, vómito, diarrea, interferencia con flora digestiva u otros alimentos.

Productos en forma de comprimidos no recomendables en aves con buche. Las cápsulas son recomendables en palomas y gallinaceas.<sup>2</sup>



Fig. 85 Toma de medicamento por vía oral

Imagen tomada de: Gordon, 1982.

## **Agua de bebida**

Ventajas: Es un método fácil que no requiere manipulación del ave (estrés nulo), la presencia del producto en el agua puede disminuir la transmisión de ciertas enfermedades a través del agua de bebida.

Desventajas: consumo errático y concentraciones séricas del fármaco raramente conseguidas. El aspecto u olor del producto pueden provocar una disminución de la ingesta de agua, agravando la deshidratación del paciente.<sup>1</sup>

Muchos productos no son estables o solubles en agua.

Vía nada adecuada para conseguir concentraciones plasmáticas rápidas en pacientes en estado grave.

Comentarios: solo permite tratar bacterias altamente susceptibles en un paciente estable.

Vía útil en la utilización de enrofloxacina, sulfacloropiridazina, gentamicina, neomicina y amikacina, para el tratamiento de bacterias susceptibles y candidas.<sup>30</sup>

## **En la comida**

Ventajas: método fácil que no requiere manipulación del ave (estrés nulo), permite medicar neonatos mezclando el producto con el alimento ofrecido a los padres.

Desventajas: interferencias de la comida en la absorción de los fármacos. Aves enfermas consumen menos alimento y pueden no conseguir concentraciones adecuadas del fármaco administrado. La concentración sérica final conseguida puede ser no estable y errática. El sabor, aspecto u olor del producto pueden provocar una disminución de la ingesta de alimento y fármaco.<sup>35</sup>

Comentarios: muy indicado para dietas formuladas medicadas que contienen la concentración adecuada de producto, y que con consumo estimado establecido aseguran una ingestión suficiente del fármaco para mantener los niveles plasmáticos adecuados.<sup>30</sup>

## **PARENTERAL**

Esto implica medicamentos que su administración es por aguja o equipo similar. La ruta parenteral es el método de elección en aves gravemente enfermas que requieren terapia inmediata y directa. Una dosis exacta puede ser administrado con la tensión mínima y los niveles en sangre pueden ser conseguidos rápidamente. Las rutas de administración que son usadas en aves es intramuscular (IM), intravenoso (IV), subcutáneo (SC), intracelómica (IC), intraoseo (IO), intratraqueal (IT) e intranasal (IN).<sup>41</sup>



## **Intramuscular**

Ventajas: permite administrar dosis exactas y conseguir niveles terapéuticos aceptables rápidamente.

Método poco estresante y de fácil realización.

Desventajas: no todos los productos pueden ser administrados por esta vía.

Posibilidad de dolor y necrosis muscular en el punto de inyección.

Controlar el volumen máximo a administrar en aves pequeñas.

Interferencias con el sistema porto renal en casos de inyección en extremidades posteriores.

Posibles interferencias con el vuelo por dolor.

No utilizable en neonatos o crías.

Sitios de elección: musculatura pectoral, alternar puntos de inyección en tratamientos prolongados.<sup>6</sup>



\* Fig. 86 La pechuga es el sitio de elección para la inyección intramuscular

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## **Subcutánea**

Ventajas: permite administrar volúmenes muy grandes, es la vía indicada para la administración de fluidos en casos de baja gravedad.

Desventajas: requiere inmovilización total, posibilidad de perforaciones en la piel y pérdida del producto inyectado, los productos irritantes pueden provocar necrosis y ulceración de la piel.<sup>6</sup>

Sitios de elección: ingle, dorso y axilas.



Fig. 87 inyección subcutánea en axilas.

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

## **Intravenoso**

Ventajas: permite administrar dosis exactas y conseguir niveles terapéuticos exactos rápidamente.<sup>32</sup>

Desventajas: necesitan inmovilización activa o anestesia.

No permite muchas administraciones continuas.

Algunos problemas derivados suelen ser las hemorragias y hematomas.

Comentarios: vía reservada para intervenciones de urgencia y para la obtención de sangre para análisis.

Localizaciones preferentes: vena yugular derecha, radial, vena basílica y vena medialmetatarsal.

Posibilidad de utilización de catéteres intravenosos fijos.<sup>22</sup>

## **Intraóseo**

Ventajas: esta indicado para administraciones continuas y permite acceso al espacio intravascular.

Desventajas: Requiere técnica estéril para prevenir osteomielitis, no pueden utilizarse productos irritantes y la cánula es poco tolerada por los psitácidos.<sup>1</sup>

## **TOPICO**

### **Local**

Ventajas: buena indicación en el caso de preparados hidrosolubles para utilización dérmica, los colirios líquidos oculares retardan menos la cicatrización corneal que las pomadas, pero requieren ser administrados con mucha más frecuencia<sup>1</sup>. La vía intratraqueal es efectiva para el tratamiento de aspergilosis traqueal o pulmonar.

Desventajas: productos que contienen derivados oleosos pueden pegarse a las plumas y ser consumidos por las aves durante el proceso de acicalamiento. Las soluciones isotónicas por lavado nasal pueden traumatizar los tejidos inflamados. Posibilidad de daño al globo ocular durante la técnica de infiltración en los senos.<sup>7</sup>



Fig. 88 Infiltraciones en los senos para el tratamiento de sinusitis infraorbitales.

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## **Nebulización**

Se realiza localmente en la zona respiratoria superior, la nebulización permite tratar algunas infecciones importantes, incluyendo aspergillosis, mycoplasmosis y *Escherichia coli*.<sup>2</sup> Ya que permite la penetración del fármaco en los sacos aéreos. El equipo de nebulización consta de lo siguiente:

. Compresor de aire (oxígeno)

. Nebulizador

. Cámara cerrada

Ventajas: concentraciones efectivas en vías respiratorias altas y estrés mínimo.

Desventajas: niveles terapéuticos plasmáticos raramente conseguidos.

Comentarios: únicamente para tratar problemas del tracto respiratorio.

Se requieren tamaños de partículas de 1-3 um.

Combinar con terapia sistémica.<sup>17</sup>

## **Bolos**

A la dosis total de medicamentos (anestésicos, antibióticos, desparasitantes o líquidos para terapia de fluidos) repartida en dos o tres aplicaciones al día se le denominan bolos.<sup>28</sup>

## **Enema**

Un enema es un procedimiento médico rutinario usado en la medicina de mamíferos para aliviar el estreñimiento comúnmente. Esta condición es muy raramente utilizada en el paciente aviar debido a las diferencias en la fisiología del sistema digestivo. Sin embargo, aves afectadas con la deshidratación grave y algunas enfermedades crónicas podrían sufrir de urolitos y resultar con impactación de la cloaca. Las sondas esofágicas usadas para mamíferos pequeños comúnmente, son ideales para este propósito. En aves más pequeñas, los catéteres uretrales son más apropiados. Una solución de lavado se prepara utilizando 100 ml de agua tibia a 37 C de ° (98.6 F de °) 5 ml aceite vegetal o parafina líquida y un detergente líquido, la sonda o catéter son lubricados con aceite o parafina líquida y se va insertado suavemente en la cloaca. La solución de lavado puede ser inyectada con una jeringa de 5 ml.<sup>41</sup>

## **Espolvoreo**

Este es un procedimiento en el cual se utilizan medicamentos en polvo (tópicos), los mismos que se esparcen en todo el cuerpo del ave. Se utiliza principalmente para el tratamiento de ectoparásitos.<sup>28</sup>

## FLUIDOTERAPIA

Es el restablecimiento del porcentaje, de líquidos corporales normales en situaciones donde el ave sea incapaz, por si misma, de recuperar la tasa de hidratación normal, es necesario valorar previamente el nivel de deshidratación:

Cuando la deshidratación es < 5 %, los signos no son detectables, del 5-10 % hay pérdida sutil de elasticidad de la piel, perdida de brillo, turbidez de los ojos y mucosas reseca. Del 10-12 % al pellizcar el pliegue que se forma en la piel se mantiene en su sitio, las escamas de las patas son oscuras, mucosas secas, extremidades frías, depresión y frecuencia cardiaca incrementada. Del 12-15% depresión extrema, shock y coma.<sup>6</sup>

### VIAS DE ADMINISTRACION DE FLUIDOS

#### Oral

La administración oral puede ser usada si el paciente esta estable, no sufrir de una enfermedad gastrointestinal, regurgitación o en un estado físico crítico que requiere la sustitución inestable rápida.<sup>30</sup> El método más eficaz de repartir fluidos orales es a través de sondas esofágicas (existen de diferentes calibres). Se coloca al ave en posición vertical, manteniendo el pico abierto con un espéculo o tiras de gasas, cuidadosamente se pasa la sonda de alimentación o un catéter de goma, desde el lado derecho del pico hacia el buche, se debe palpar el tubo en el buche para verificar la posición. La terapia oral debe ser evitada en aves que están regurgitando, recostado, o teniendo ataques.<sup>7</sup>

#### Observaciones:

La cantidad de agua requerida esta relacionada por la necesidad de conseguir una papilla fluida, de paso fácil por la sonda.

El intervalo mínimo entre cada sondaje deberá ser de 2-3 hrs. (tiempo de vaciado estomacal en condiciones ambientales normales).

Administrar siempre los preparados tibios.

Es recomendable administrar solo una cuarta parte de la capacidad estomacal máxima, e ir incrementando progresivamente.<sup>30</sup>

## **Subcutánea**

La terapia subcutánea no es un método eficaz para la restauración rápida del volumen circulatorio. Sin embargo se puede utilizar en aves con deshidratación ligera. Se puede utilizar una solución de Ringer lactato, se realiza levantando la piel en la zona de la ingle o axilas y se introduce una aguja de calibre 22, se debe dividir la dosis en diferentes puntos.<sup>2</sup>

## **Intravenosa**

La colocación de catéter se realiza en la vena yugular de pacientes pequeños (75 g). la vena radial puede ser usada para la colocación del catéter que va a permanecer poco tiempo, pero el acceso puede ser difícil cuando la condición de un paciente mejora. La vena radial también es predisponente al desarrollo de hematoma, debido al movimiento del ala.<sup>22</sup> Se retiran las plumas del ala, se limpia la zona y se hace una ligera presión en la parte craneal del ala para resaltar la vena, y se introduce el catéter, se retira la aguja y por ultimo se fija con cinta adhesiva.<sup>41</sup>

## **Intraóseo**

Los sitios anatómicos comúnmente usados para la colocación de catéter intraóseos incluyen la parte distal de la ulna (aves más grandes) ulna proximal, tibiotarso proximal, y fémur lateral (aves jóvenes, pequeñas). El método de colocación empieza con preparativos del sitio correcto, similar a los preparativos para un catéter intravenoso (quitar las plumas y limpiar la zona). Una aguja vertebral del No 22 es el catéter de elección en la mayoría de los psitácidos.

Para la colocación del catéter en la ulna, el ala es extendida para mostrar el extremo distal de ésta, la aguja es insertada en un ángulo de 45 a 60 grados, y este ángulo es reducido en cuanto el catéter entra en la corteza, avance la aguja con la presión firme hasta el centro. Se coloca cinta adhesiva sobre el final del catéter en un dibujo de mariposa a la piel y por ultimo se venda el ala. El catéter debe ser cuidado de la misma manera que un catéter intravenoso.<sup>2</sup>

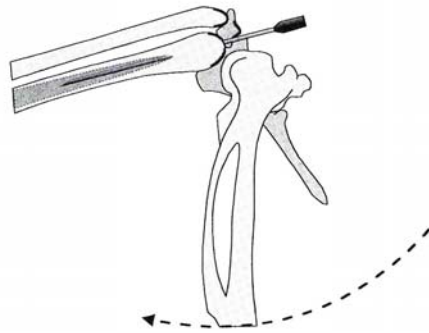


Fig.89 Colocación de catéter en ulna

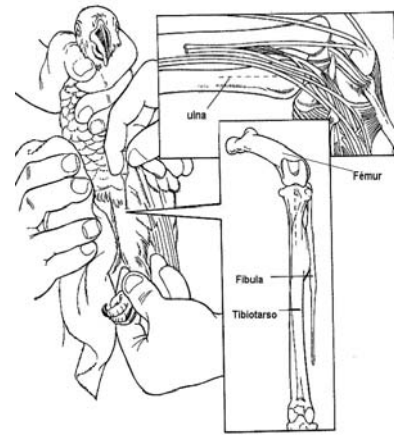


Fig. 90 Colocación de catéter en fémur

Imagen tomada de: Agnes, Imagen tomada de: Glenn, 2000.



Fig. 91



Fig. 92

Imágenes tomadas de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

El protocolo de rehidratación irá dirigido a:

- restituir el déficit de fluidos en 48 a 72 hrs.
- proporcionar el aporte mínimo de fluidos para el mantenimiento de los sistemas corporales.
- Restablecer el equilibrio electrolítico y calórico.<sup>30</sup>

Fórmula para calcular la cantidad de fluidos a administrar <sup>35,41</sup>

Déficit de fluidos (ml) = peso vivo (g) x % de deshidratación

Mantenimiento diario (ml)= 40-60 ml / kg / al día

Frecuencia de administración: 10 ml /kg / hora durante 2 hrs.

Se pueden aplicar bolos con un intervalo de 8 a 12 horas.

## PROTOCOLO DE REHIDRATACION

1er dia: 50% del déficit estimado

100% del mantenimiento (50 ml/ kg de peso vivo y día)

2do dia: 25% de déficit estimado

100% del mantenimiento (50ml/ kg de peso vivo y día)

3er dia: 25% del déficit estimado

100% del mantenimiento (50ml / kg de peso vivo al día)

4to dia: 100% del mantenimiento (50 ml/ kg de peso vivo al día)

iniciar la alimentación oral, incrementando progresivamente la cantidad de la comida sólida

Volumen máximo de fluidos a administrar, en una toma según el peso del ave y la vía de administración.<sup>30</sup>

via	Aves pequeñas (10-25 g)	Aves grandes (>25 g)
PO	4 %	4%
SC	10%	4%
IV	5 (inicial) 2%	1,6 (inicial) 1%

Tabla. 4

## TABLILLAS Y VENDAJES

Son usadas en las reparaciones de fracturas, dislocaciones o trauma de tejidos y después de algunas reparaciones quirúrgicas de fracturas.

La anestesia es requerida durante la aplicación del vendaje o tablillas. Las tablillas son forradas con telas blandas, no adhesivas, cable, madera, plástico o material ligero que pueda ser usado para reforzar las tablillas. Las vendas para la estabilización de fracturas son dejadas de 3 a 5 semanas generalmente.<sup>2</sup>

Un vendaje prolongado puede causar la rigidez, o atrofia de los músculos. Los cambios de venda semanales con la fisioterapia controlada bajo anestesia ayudarán mantener la movilidad. La fisioterapia consta de flexión y extensión cuidadosa de articulaciones.

Las plumas deben ser retiradas del sitio donde se va a colocar la venda.

**Tabla. 5 TRATAMIENTO DE FRACTURAS** <sup>1, 2, 6</sup>

Localización de la fractura	Tratamiento
Cráneo	Reposo
Mandíbula	Fijadores externos
Costillas	Reposo
Coracoides Escápula	VPC
Húmero	VPC
Radio	V8, VPC ( en aves pequeñas)
Cúbito	V8, VPC ( en aves pequeñas)
Rádio y cúbito	V8
Carpo-metacarpo	V8
Cintura pélvica	Reposo
Fémur Proximal Distal	VS, reposo FRT
Tibiotarso	FRJ, RJ
Tarso-metatarso	FRJ, RJ
Falanges	Vendaje en bola

**V8:** vendaje en ocho, **VPC:** vendaje pegado al cuerpo, **VS:** vendaje de spica, **FRT:** férula de schroeder - thomas modificada, **RJ:** vendaje de Robert-Jones.



### Vendaje en ocho

Las primeras vueltas fijan el metacarpo con el humero proximal (región axilar), posteriormente se inicia la forma de ocho cruzando la venda por la parte final del propatágio junto al metacarpo. La venda es puesta sujetando el ala en su forma normal y simétrica. Al igual que las plumas.<sup>1,30</sup>

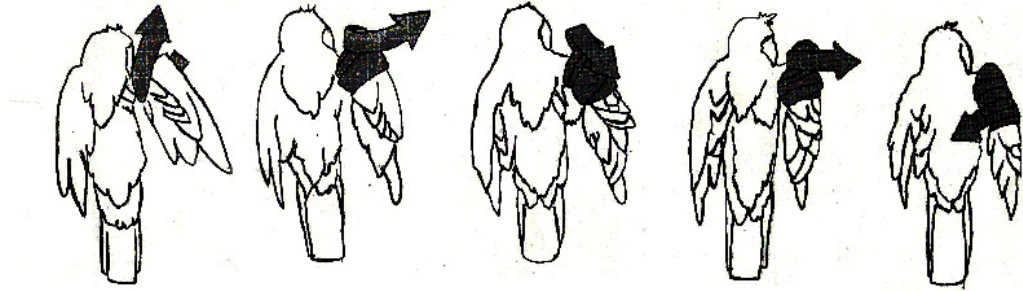


Fig. 93

Imagen tomada de: Molina, 2002.

### Vendaje del ala pegada al cuerpo

Es realizado de la misma forma que el anterior, pero en este caso se va a seguir el vendaje alrededor del cuerpo entre el borde craneal y caudal de la quilla. Las piernas deben ser extendidas mientras se pone el vendaje, el cual no debe impedir la respiración ni la abertura de la cloaca.<sup>1,30</sup>

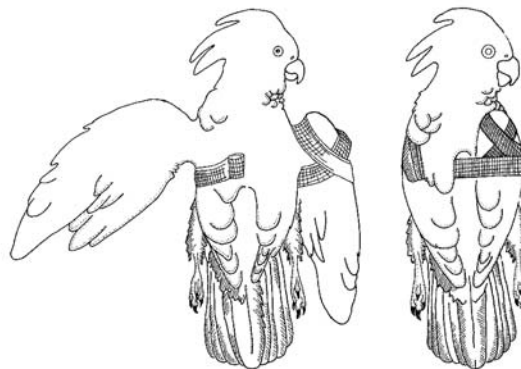


Fig. 94

## Tablilla de spica

La tablilla es moldeada para extenderse del pie hasta arriba de la pierna, sobre la parte lateral del muslo y sobre el sacro. La tablilla puede ser moldeada previamente con yeso para fracturas o alambre delgado. El relleno (huata quirúrgica o gasa) es aplicado alrededor de la pierna y sobre la cadera para prevenir la necrosis por presión, por ultimo se coloca la tablilla para ser vendada. No debe restringir la respiración o bloquear la abertura cloacal. Se utiliza en la dislocación de la articulación coxofemoral.<sup>1, 30</sup>

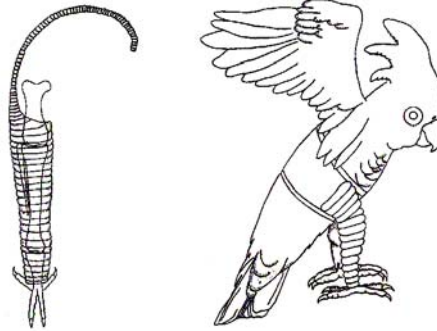


Fig. 95

## Tablilla de schroeder - thomas modificada

El armazón se forma con alambre recubierto de un material de vendaje auto adherente, antes de fijar la pata a la férula se venda por completo. Con la venda se fija la pata alternadamente a la barra craneal y caudal de la férula, de forma que las fuerzas de tracción en sentidos opuestos se compensan, los huesos quedan alineados y estables. Finalmente se cubre toda la férula con un vendaje auto adherente.<sup>1</sup>

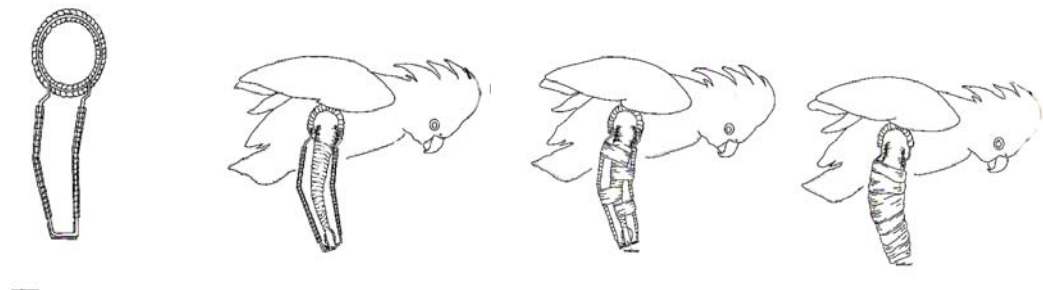


Fig. 96

Imágenes tomadas de: Agnes, 1997.

## Tablilla de robert jones

Se pone una capa de gasa en la pierna, que va a servir como soporte y relleno, después se entablilla con un material rígido, por ejemplo; madera o plástico por ultimo se pone una cinta adhesiva cubriendo toda la pierna. Se deben revisar los dedos del pie para observar los cambios de coloración, que demuestran la necesidad de quitar la venda.<sup>1</sup>



Fig. 97

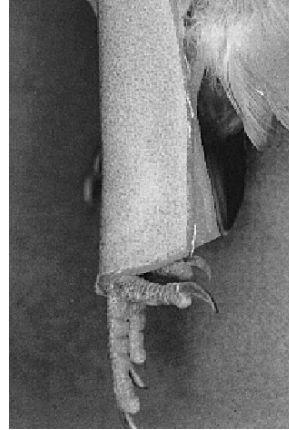


Fig. 98

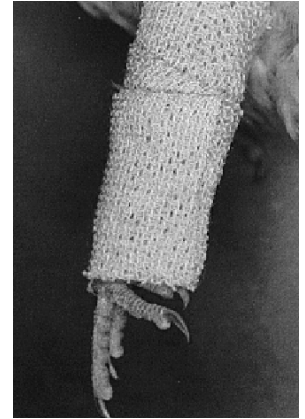


Fig. 99

Imágenes tomadas: Agnes, 1997

## Venda de pelota

Se coloca una pila de gasas para la compresión del pie, se pone entre los tarsos y metatarsos y es envuelta con una cinta o venda, otra variante es pasar la venda entre los espacios interdigitales.<sup>1</sup>

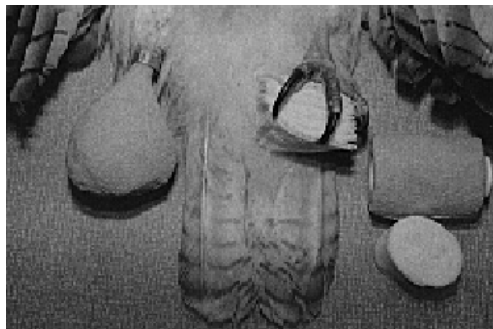


Fig. 100

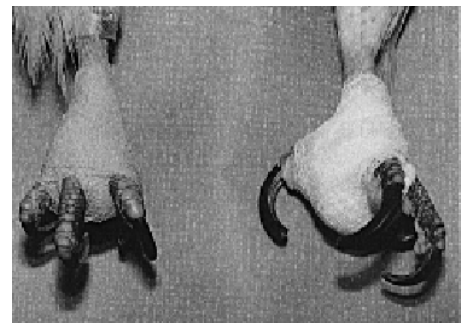


Fig. 101

Imágenes tomadas: Agnes, 1997

# CAPITULO 11



# ANESTESIA

Anestesia, endoscopia y cirugía son procedimientos comunes en la práctica de medicina aviar. Con el uso correcto de equipo y agentes anestésicos, la anestesia es un procedimiento seguro en aves.<sup>1</sup>

Los objetivos de la anestesia deben ser la inducción de manera confiable, suave y segura con la limitación de movimiento e inmovilización suficiente, miorelajación, analgesia y una recuperación rápida.

El grado de profundidad de la anestesia depende del propósito para el que el ave está siendo sedada o anestesiada. La sedación ligera puede ser suficiente para inmovilizar un ave para un examen clínico breve pero minucioso o para obtener muestras de laboratorio simples. La sedación más fuerte o anestesia pueden ser requeridas para radiografía, laparoscopia, biopsia u operaciones.<sup>19</sup>

Antes de la anestesia, las aves deben ser exploradas como la condición de las mismas lo permita. Se debe realizar una historia completa, exploración física, y exámenes de laboratorio, los cuales deben incluir como mínimo: hematocrito, proteínas plasmáticas, nivel de ácido de úrico, aminotransferasa de aspartato, glucosa y conteo de glóbulos blancos.<sup>15</sup> Si el hematocrito es <55 el ave deberá ser rehidratada antes de cualquier procedimiento quirúrgico. Un hematocrito igual o inferior a 20 indica anemia grave por lo tanto la operación será retrasada o el ave recibirá una transfusión de sangre homologa. Si los niveles de glucosa en sangre son inferiores a 200 mg/100 ml será necesario suministrar dextrosa al 5 % antes de la cirugía. Cuando presentan niveles de proteína plasmática debajo de 2 mg/dl. las aves deben tenerse en observación.<sup>2</sup>

El examen clínico deberá ser lo menos estresante posible y debe ser realizado antes de anestesiarse al ave, para dar tiempo a la relajación de la misma. El material y equipo requeridos para la anestesia serán preparados con anticipación.

El ayuno es recomendado antes de la anestesia para permitir que el tracto gastrointestinal superior se vacíe. Este va de 5-8 hrs, con un mínimo de 3 hrs debido a que las aves tienen una tasa metabólica alta los ayunos prolongados agotarán las reservas de glucógeno del hígado, lo cual trae como consecuencia una baja de la tasa metabólica dificultando la desintoxicación, por lo que las aves con ayuno prolongado no metabolizarán bien la anestesia. El ayuno abarca desde el momento de la privación de comida hasta la primera ingesta de alimento posterior a la cirugía.<sup>35</sup>

Las aves se mantendrán en ambientes calientes (26,5-32 °C) durante la anestesia y el periodo de recuperación.

Para intervenciones de más de media hora se recomienda terapia de fluidos, estas anestias prolongadas pueden causar colapso vascular, fallo circulatorio y deshidratación, que tiene efecto a través del árbol respiratorio durante la anestesia inhalada. Puede administrarse solución Ringer lactato por vía intramuscular cada 10-15 minutos. Un periquito puede recibir 0,1 ml de líquido por vía intramuscular cada 10 minutos, inyectando en distintas zonas seleccionadas para cada administración.<sup>19</sup>

Lo ideal es un catéter intravenoso, aunque debe tenerse en cuenta la fragilidad de las venas, la formación de hematomas y la pérdida de sangre.

Las aves siempre deben ser pesadas con exactitud para calcular una dosis exacta y segura de cualquier agente inyectable (anestésico, analgésico o antibiótico).



Fig. 102 Las aves deben ser pesadas con exactitud

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## **ANESTESIA INHALADA**

En este tipo de anestesia el paciente debe inspirar el gas que se absorbe por difusión pasiva a favor de un gradiente de concentración, que debe ser proporcionado por un aparato especialmente diseñado para tal propósito (vaporizador), los gases anestésicos deberán ir en combinación con O<sub>2</sub>, donde solo un pequeño porcentaje de la mezcla de gases corresponderá al fármaco anestésico. La mezcla de gases debe ser administrada al paciente por medio de una mascarilla, un tubo endotraqueal o una jaula de anestesia.

Todos los anestésicos inhalados experimentan procesos metabólicos, principalmente en el hígado, pulmón, riñón y tracto gastrointestinal. La biotransformación del anestésico puede continuar por un periodo de 4 a 5 días después de su administración, mientras retorna lo acumulado en músculos y tejidos grasos.<sup>1</sup>

La anestesia inhalada tiene un margen de seguridad mas amplio, pues se puede modificar con la facilidad de la profundidad anestésica y la eliminación se realiza por vía pulmonar al desconectar el vaporizador.

Debido a que los pulmones se encuentran conectados a los sacos aéreos y la fisiología aviar, aproximadamente el 50% del anestésico inhalado llega primero a los sacos aéreos posteriores antes de cualquier intercambio gaseoso, para después pasar a los pulmones y después a los sacos aéreos anteriores, para finalmente ser exhalados. A causa del eficiente intercambio gaseoso que se lleva acabo a los pulmones de las aves los anestésicos volátiles pueden alcanzar concentraciones peligrosas en plasma fácilmente. La profundidad anestésica puede ser difícil controlarla puesto que los reflejos no siguen un patrón normal.<sup>35</sup>

El uso de anestesia inhalada con isoflurano reduce muchas de las complicaciones del manejo y tensiones que se le provocan al ave con estos procedimientos, además de una rápida recuperación y eliminación de la anestesia.

Este fármaco tiene muy buenos resultados administrado mediante mascarilla, con una inducción a dosis de 4 % con un flujo de oxígeno de 1.0-1.5 litros por minuto y el mantenimiento al 2-3 %.

El sevoflurano es un anestésico de reciente incorporación a la práctica farmacológica veterinaria. Tiene una baja solubilidad en sangre y en otros tejidos por lo que causa una rápida inducción, cambios rápidos en la profundidad de la anestesia y rápida recuperación de la anestesia en cuando se suspende la administración. Ha sido poco usado en aves, pero los resultados preliminares de algunos estudios en pericos y rapaces, indican que este fármaco es un agente de elección en aves. Se ha usado con excelentes resultados a una dosis de 5% durante la inducción y una dosis de mantenimiento de 3-4 %.<sup>15, 10</sup>

Para la administración de los diferentes gases anestésicos se hace necesario el uso de un equipo especializado que permita dosificar cada gas de acuerdo a las necesidades del paciente. En el caso de las aves el equipo de elección es el de sistema abierto, este método no permite la reinhalacion de los gases espirados, por lo que todos se van al ambiente, generalmente carecen de bolsa reservorio. Actualmente se usan circuitos provistos de válvulas que ofrecen poca resistencia al paso de los gases en una sola dirección. Para este sistema el contenedor de cal sodada y las válvulas unidireccionales de aleteo son indispensables. Para este sistema de anestesia se hace muy conveniente una mascarilla para la administración de los gases, los cuales suelen ser eliminados al pasar por los bordes de la mascarilla, por lo cual se requiere una velocidad de administración alta, pues si no se desplazan los gases de la mascarilla se pueden reinhalar los gases aspirados, lo que puede causar una reducción en la profundidad anestésica.<sup>42</sup>



Fig. 103 Anestesia inhalada en una ninfa.

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.

Cuando se requiere anestesiarse a un ave muy pequeña que no pueden mover las válvulas del circuito y que no pueden desplazar fácilmente los gases que se encuentran en el espacio mecánico muerto, resulta ideal utilizar un circuito pieza en T, este consiste en un tubo en el que se introduce la mezcla de gases, y a este tubo que sirve como brazo principal se le coloca un tubo endotraqueal en un extremo, el cual administra el gas al paciente, otro tramo de tubo se conecta a la unión del tubo endotraqueal y al tubo principal, cuya función será proporcionar un pequeño depósito para los gases anestésicos, permitiendo así una fácil respiración. Este mismo tubo de reserva sirve para la eliminación de gases aspirados.<sup>19, 42</sup>



Fig.104. Circuito en T



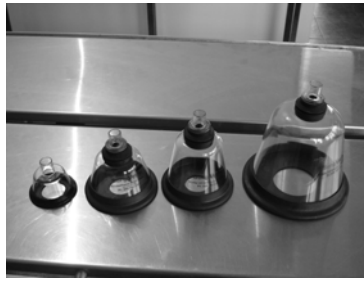
Fig. 105 Vaporizador

Imágenes tomadas de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

## Mascarillas

Las mascarillas fabricadas para uso veterinario en forma de cono se pueden utilizar solo en aves grandes, las cuales deben reducir el espacio muerto. También pueden ser fabricadas con jeringas o envases transparentes, para evitar la fuga de gas el espacio por donde se mete la cabeza del ave puede ser recubierto con una membrana plástica y posteriormente esta membrana ser cortada en forma de X para permitir la entrada de la cabeza del ave.<sup>2</sup>





\* Fig. 106 Mascarillas comerciales

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2006.



Fig. 107 Las mascarillas son de utilidad solo en aves grandes



Fig. 108 En las aves pequeñas pueden hacerse adaptaciones

Imágenes tomadas de: Beynon, 1999.

### Cámaras anestésicas

Estas cámaras anestésicas se han adaptado como apéndices de las máquinas anestésicas, con lo que se puede controlar el porcentaje de anestésico usado para el paciente, además que se puede adicionar O<sub>2</sub> para mayor seguridad del mismo. Debido a que el gas anestésico es más denso que el aire este debe ser administrado por la parte baja de la cámara, mientras su eliminación debe ser por la parte alta.<sup>35</sup>

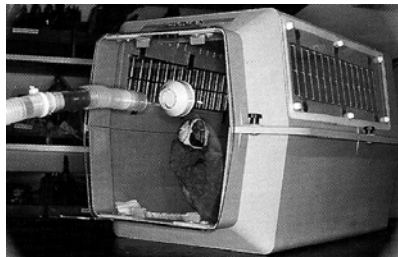


Fig. 109 Cámara anestésica

Imagen tomada de: Agnes, 2005

La intubación en aves es relativamente fácil, incluso en periquitos australianos o ninfas.<sup>6</sup> Las sondas endotraqueales para aves no existen en el comercio con excepción de las utilizadas en aves muy grandes, se pueden utilizar catéteres intravenosos o cánulas urinarios usados para este fin pueden ser conectados al equipo anestésico mediante una jeringa de 3 ml, es importante considerar la traqueitis secundaria, inducida por el tubo, que puede obstruir la traquea en pájaros menores de 100gr, por lo que se recomienda su uso en aves mayores a los 300g de peso.<sup>42</sup>

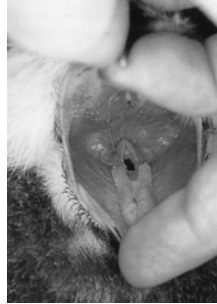


Fig. 110 Glotis (Imagen tomada de: Agnes, 2005).

### **ANESTESIA INYECTADA**

Los agentes inyectables son diversas combinaciones de ketamina, rompúm, acepromacina y valium. Los agentes inyectables se aplicarán generalmente por vía intramuscular en los músculos pectorales. Con frecuencia la dosis precisa es tan pequeña que debe usarse una jeringa dividida en microlitros o diluirse el agente al décimo en una solución salina. (1 parte de anestésico y 9 de solución salina).<sup>14</sup>

La ketamina puede utilizarse vía intravenosa o intramuscular, tiene un tiempo anestésico de 35 min. Aproximadamente, pero no causa relajación muscular en las aves, se recomienda la combinación de ketamina con xilacina, acepromacina o diacepam, para obtener una anestesia más bondadosa con el paciente. La dosis de ketamina es inversamente proporcional a la talla del paciente, usándola en un rango de 20 a 50 mg/ kg.

La combinación de ketamina con xilacina, ha sido muy usada por inducir una anestesia segura en muchas especies aviares, con una buena relajación muscular y baja frecuencia respiratoria además de tener una recuperación relativamente generosa.

Se recomienda la combinación de 4.4mg/ kg de Ketamina mas 2.2 mg/kg de xilacina, causando una ligera inducción y mejor relajación muscular. Otra forma es ketamina mas xilacina en combinaciones de volumen de 100mg/ml de ketamina y 20 mg/ ml de xilacina.

La ketamina utilizada con diazepam puede usarse para realizar la inducción y posteriormente mantener la anestesia inalada. La dosis utilizada en este propósito es de 10-30 mg/ kg IV de ketamina mas 1-1.5mg / kg IM de diazepam<sup>42</sup>

### **Cuidados postoperatorios**

Las constantes fisiológicas también deben ser monitoreadas cuidadosamente no sólo durante anestesia sino también en la fase de recuperación. La respiración, en particular su profundidad, debe ser observada constantemente. Si se utilizó otro tipo de anestésico en combinación con el isoflurano, el ave debe ser envuelta en una toalla durante la fase de recuperación esto permite que la temperatura aumente, además de prevenir el daño a las alas al revolotear. La envoltura es requerida especialmente cuando se ha usado ketamina, cuando el ave puede salir de su envoltura, la recuperación ha sido lo suficiente para poder posarse, generalmente. Cuando el isoflurano ha sido utilizado, el ave debe ser sujeta hasta que la recuperación sea completa, y luego puesta en su percha.<sup>6</sup>

Si un ave no está comiendo dentro de un periodo de tiempo apropiado para su tamaño (de 10 minutos para un periquito australiano hasta dos horas para un guacamayo grande), deben ser entubados para administrar fluidos y nutrientes.<sup>41</sup>



Fig. 111 Se recomienda envolver a las aves durante la recuperación de la anestesia

Imagen tomada de: colección personal de Gómez Reza, 2005.

**Tabla. 5 Agentes anestésicos inyectables** <sup>19, 30, 6,7</sup>

Agente	Dosis	Comentarios
Ketamina	20-50 mg/kg sc, im, iv Las especies pequeñas requieren una dosis mayor que las aves grandes.	La ketamina es un buen sedante pero un pobre anestésico, persisten los reflejos ocular, oral y la deglución los ojos permanecen abiertos y aumenta el tono muscular. Puede proveer anestesia hasta 30 minutos la recuperación completa puede tomar hasta tres horas. A menudo hay movimientos del ala durante la recuperación, Los fluidos intravenosos pueden acelerar la recuperación de ketamina debido a la diuresis causada.
Ketamina con diazepam o midazolam	25 mg/ kg ketamina + 1-1.5mg /kg de diazepam o 0.2 mg/ kg de midazolam sc, im.	Éstas son una buena combinación. El beneficio de midazolam es que puede estar mezclado en la misma jeringa con ketamina, mientras que el diazepam tiene que ser aplicado en una jeringa distinta.
Ketamina / medetomidina	3-7 mg/kg ketamina + 60-85 µ/kg medetomidina IM 2-5 mg/kg ketamina + 50-100mg/kg IV	Medetomidina tiene propiedades sedantes y analgésicas, pero también provoca hipertensión, bradicardia e hipotermia. La combinación de Medetomidina y ketamina proveen una sedación profunda y el buen descanso del músculo sin arritmias o depresión respiratoria
Ketamina /xilacina	10-30mg/ kg ketamina + 2-6 mg/kg xilacina IM	La acción sinérgica de xilacina y ketamina causa una inducción suave y mejora el descanso del músculo. No hay ningún inconveniente en la recuperación debido al efecto residual de la ketamina.
Propofol	1.33 mg /kg iv	El propofol es rápidamente metabolizable en aves para ser usado como agente de inducción. Por lo tanto es de rápida eliminación La combinación de estos dos agentes podría resultar difícil para tener un ave anestesiada mucho tiempo.
Tiletamina/ zolazepam	5-10 mg /kg im	Es más potente que la ketamina, aunque puede causar convulsiones combinado con un sedante produce una buena inmovilización y es considerado seguro
Xilacina	1-20 mg / kg im, iv	La xilacina sola es poco confiable, causa bradicardia y es sumamente depresivo del sistema respiratorio.

**Tabla 6. Anestésicos volátiles** 19, 30, 6,7

	Isoflurano	Halotano
Margen de seguridad	5.7	3.0
Coefficientes de partición de gas en sangre (Esto refleja la solubilidad en sangre y el potencial para la distribución en el tejido )	La baja solubilidad permite la inducción y recuperación rápida.	Potencial para más redistribución de los compartimentos de cuerpo de regreso en lo circulación después de inducción
Metabolismo	0.3%  Su excreción es únicamente por expiración, por lo tanto la patología de hígado y riñón no afecta la recuperación	15-20%  Debido a la distribución en los tejidos del cuerpo, hay una recuperación más lenta
Relajación muscular	Muy buena	Poca
Analgesia	Buena	Poca
Efectos respiratorios	Ligera depresión respiratoria	Marcada depresión respiratoria
Efectos cardiacos	Depresión de miocardio leve	Moderada depresión del miocardio
Contraindicaciones	No se han reportado	
sobredosis	Puede provocar apnea y paro cardiaco	Apnea y paro cardíaco usualmente y simultáneamente

## DISCUSION

Después de los perros y gatos las aves en general son la especie preferida como mascotas o animales de compañía por este mismo motivo ha crecido el interés de los médicos veterinarios sobre, medicina preventiva, farmacología, reproducción y conservación de estas especies, teniendo como preferencia la reproducción en cautiverio de las mismas.

Por los motivos anteriores los médicos veterinarios especialistas en pequeñas especies deberían contar con los conocimientos básicos de manejo, farmacología y medicina preventiva, ya que los propietarios de las mismas, están tomando conciencia de la importancia y compromiso que se tiene con la adopción de un ave como mascota. Por lo tanto las preguntas sobre su habitad mas adecuado y manejo son las mas comunes.

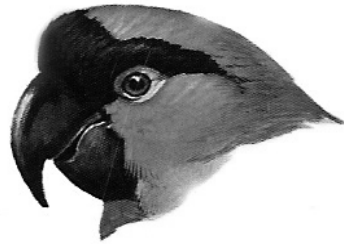
Este manual podrá resolver las preguntas sobre alimentación, sexado, manejo, propedéutica y terapéutica además de poder identificar las diferentes especies más comunes de psitácidos, de manera rápida y sencilla para el médico veterinario. Sin importar su experiencia o contacto con las diferentes especies aviares. Por lo que se considera que este manual será de gran utilidad para los médicos veterinarios que quieran empezar a introducirse a la medicina aviar, ya que es un área que esta tomando gran importancia en la actualidad.

## CONCLUSIONES

Algunos médicos especialistas en medicina aviar comentan que el principal problema con el que se enfrentan es que las aves llegan en muy malas condiciones, debido a que lo llevan con otros médicos veterinarios que no pueden resolver el problema o peor aún lo complican medicando inadecuadamente.

Sin embargo en estas especies es muy difícil que el dueño se de cuenta que su ave empieza con algún problema, generalmente lo llevan a la clínica cuando el ave ya está muy enferma por lo que muchas veces el médico veterinario ya no puede hacer nada, aun los especialistas en medicina aviar.

El gran error de los médicos veterinarios es que transpolan sus conocimientos de pequeñas especies en las aves, sin tener en cuenta que son organismos completamente diferentes. Es comprensible que no se puede tener todos los conocimientos sobre las aves, reptiles, hámster y todas las especies no convencionales que llegan a una clínica veterinaria. A menos que se tenga una especialidad o un particular interés en este tipo de especies. Por lo que este manual pretende dar a conocer de manera rápida y simple el manejo de las diferentes especies de psitácidos además de alimentación, farmacología, sexado, propeuéutica y terapéutica; para que el médico veterinario pueda llegar a un diagnóstico clínico y pueda aplicar un tratamiento adecuado sin tener la preocupación de que haya fallado en el uso de algún fármaco o terapia adecuada.



A N E X O



**Tabla 7. VALORES HEMATOLOGICOS** <sup>1, 3, 17, 22</sup>

Parámetro	Periquito australiano	Cacatúa	Periquitos o loros	Guacamayas
Eritrocitos (x 10 <sup>6</sup> /μl)	2.4- 4	2.4-4	2.5-4	2.4-4
Hematocrito %	38-48	37-50	36-49	35-48
Hemoglobina (g/dl)	12-16	11-17.5	12-16	11-16
VCM (fl)	90-200	85-200	90-190	90-185
HCM (pg)	25-60	28-55	28-55	27-53
CHCM %	23-30	22-32	23-31	23-32
Leucocitos (x 10 <sup>3</sup> )	3-8.5	6-11	4-11	6-12
Heterofilos %	50-75	55-88	55-75	58-78
Linfocitos %	24-45	20-45	25-45	20-45
Eosinofilos %	0-2	0-1	0-2	0-1
Monolitos %	0-2	0-3	0-2	0-3
Basofilos %	0-1	0-1	0-1	0-1

**Tabla 8. VALORES BIOQUIMICOS** <sup>1, 3, 17, 22</sup>

Parámetro	Periquito australiano	Cacatúa	Periquitos o loros	Guacamayas
Proteína total (g/dl)	2.1-4.3	2.6-4.5	2.4-4.9	2.4-4.4
Albúmina (g/dl)	0.9-1.2	0.3-2.4	1.1-2.6	0.3-2.4
Globulina (g/dl)	0.7-1.5	1.6-3.7	1.9-2.6	2.1-3.8
Relación A:G	1-1.75	0.7-1.7	0.9-2	0.5-1.4
Ácidos biliares ( $\mu$ mol/L)	32-117	33-154	32-105	7-100
Ácido úrico (mg/dl)	4.8-13	2.2-10	3-11	1.8-12
ALT (UI/L)	-	5-11	5-13	5-12
Amilasa (UI/L)	302-560	184-478	192-954	239-564
AST (UI/L)	156-375	150-344	147-378	65-163
Calcio (mg/dl)	8-11.2	8-13.9	8.1-11.7	8.4-11.9
CK (UI/L)	117-368	117-425	153-408	88-361
Colesterol (mg/dl)	120-230	148-228	144-202	96-264
Fosfatasa alcalina (UI/L)	24-96	8-100	24-104	12-100
Glucosa (mg/dl)	216-456	246-378	216-418	210-360
LDH (UI/L)	156-384	160-368	216-408	70-220
Lipasa (UI/L)	-	35-225	30-290	30-250
Potasio (mmol/L)	2.2-3.9	3-4.5	3.4-5	2-5
Sodio (mmol/L)	139-165	125-155	135-149	140-165

**Tabla 9. FARMACOLOGIA** 3, 12, 20, 30, 40

<b>Fármaco</b>	<b>Especie/ función</b>	<b>Dosis (mg/kg)</b>	<b>Frecuencia Hrs</b>	<b>Vía</b>
Acepromacina	Anestesia	0.25-0.50		IM
Amikacina	Papagayo / sinusitis	10-20	8	IM
Amoxicilina	Papagayos	35mg	12	Oral
Amoxicilina + Ac. clavulónico	Papagayos	14	12	Oral
Ampicilina	Aves en general	50-100	6-8	IM
Amprolium	Aves en general coccidiosis	20	SID (durante 5-7 días)	Oral
Atropina	Aves en general preanestésico	0,04-0,1	Dosis única	IM
Butorfanol	analgésico	2-4	Repetir 2-4 hrs después	IM
Calcio, gluconato	Aves en general Tetania, hipocalcemia	50-100	Según necesidad	IV lenta
Carbenicilina	psitácidos	100	6-12	IM, IV
Carprofeno	Antiinflamatorio y analgésico	2	8-24	Oral
Clompramida	antidepresivo	0.5-1	12	Oral
Cloranfenicol	Aves en general	50	6-12	IM, oral
Clortetraciclina	psitácidos	0.5-1% en semillas	6-8	Oral
Dexametasona	Antiinflamatoio, shock	1-4	8-24	IM, IV, SC
Enrofloxacina		10-15 200mg / L de agua	12 hrs	IM, oral
Epinefrina	Hipotension, resucitacion cardiaca	0.1	Según necesidad	IV, IC
Eritromicina		60	12 h	PO
Febendazol	Ascaris, microfilaria y tremátodos	20-50	Una vez al día durante 3-5 días	Oral
Fluconazol	Aves en general	2.5-10	c/ 24 por 7 días	Oral

Fluorocitosina	Psitácidos	250	12	Oral
Flunixinina meglumina	Psitácidos	1-10	Según necesidad	IM
Furosemida	Diurético	0.15 – 0.17	12	IM, SC, oral
Gentamicina	Papagayo Para nebulización	10 50mg/ 10 ml de sol. fisiologica	8 8 (duracion de 15 minutos)	IM Nebulizacion
Haloperidol decanoato	Aves en general	0.1-0.2 1-2	12-24 cada 14 a 21 días	Oral IM
Ibuprofeno	Antiinflamatorio analgesico	5-10	8	Oral
Itraconazol	Papagayos	10	24	Oral
Ivermectina	Aves en general	1 gota de solución 0.1% tópico en el cuello	Repetir si es necesario	Tópico
Ketoconazol	Aves en general	5-30	12	Oral
Levamisol	Aves en general nematodos	15-33	Repetir en 14 días	Oral
Levotiroxina		0.02	12	Oral
Mebendazol	Aves en general áscaris	25	2 veces al día guante 5 días	Oral
Medroxiprogesterona	Suprimir la ovulación y antipluriginoso	25-50	Cada 4 a 12 semanas	SC, IM
Metoclopramida	Psitácidos antiemético	5	Según necesidad	SC, IM
Metronidazol	Aves en general-tricomoniasis	25-30	2 veces al día durante 2-10 días	Oral
Nistatina	Psitácidos	300.000 UI / kg	8-12	Oral
Oxfendazol	Aves en general	10-40	Dosis única	oral
Oxibendazol	Aves en general Dosis curativa	40 mg / kg de alimento	Durante 10 días	Oral
Oxitetraciclina	Papagayos cacatúa	58 50-100	1 vez al día 48-72 (durante 30-45 días)	IM SC
Oxitocina		5 UI	Repetir cada	IM

			5 min.	
Pamoato de pirantel	Aves en general	4.5	Repetir en 14 días	Oral
Pirimetamida	Psitácidos sarcocistosis	0.5 (asociar con trimetoprim-sulfadiazina)	2 veces al día durante 30 días	Oral
Prazicuantel	Aves en general Trematodos y cestodos	10-20	Dosis única repetir en 14 días	Oral
Prednisolona	Shock, traumatismo, endotoxemia,	10-20	Según necesidad	IV, SC
Tetraciclina	Aves en general	200-500	12-24	Oral
Tilosina	Aves en general nebulización	10-40	6-8	IM
Timetoprim-sulfadiazina	sarcocistosis	30	2 veces al día durante 30 días	Oral, IM
Timetoprim-sulfametazol	Psitácidos	10-50	8-24	Oral, IM
Vitamina K		0.2-2.2	Cada 24 hrs por dos días	IM

## BIBLIOGRAFIA

1. Agnes E. R., Manual of Avian Practice, Ed. Saunders, United States of America, 1997.
2. Agnes E., Veterinary clinics of North America, Exotic animal Practice: Avian Pet Medicine, Ed. Saunder company, United States of America, 2005.
3. Aguilar F., Hernández M. S., Atlas de medicina, terapéutica y patología de animales exóticos, Ed. Inter-medica, Buenos Aires, Argentina, 2005.
4. Anmarie B., Manual práctico de carolinas, Ed. Hispano Europea S.A., España, 2002.
5. Ballard B., Cheek R., Exotic animal medicine for the veterinary technician, Ed. Blackwell publishing, United States of America, 2003.
6. Beynon H. P., Neil A. F., Martin P. C. Lawton, Manual of psittacine birds, Ed. BSAVA, United State 1996.
7. Beynon H.P., Cooper J., Manual de animales exóticos, Ed. Ediciones, España, 1999.
8. Birchard S.J., Sherding R.G., Manual clínico de pequeñas especies, Ed. McGraw Hill-Interamericana, México DF 1996, 1<sup>ra</sup> Edición.
9. Bonagura J.D., Kirkr Terapéutica veterinaria de pequeños animales, Ed. McGraw Hill-Interamericana, Madrid España 2001.
10. Branson W. R., Harrison G., Avian medicine: principles and application, Ed. Wingers publishing, inc. Lakeworth, Florida, 1994.
11. Carey C., Chapman T., Avian energetics and nutritional ecology, Ed. Internacional Publishing, New York, 1996.
12. Carpenter W.J., Máxima J. D., Exotic animal formulary, Transilvania, Philadelphia, 2001.
13. Ceballos G., Márquez L., Las aves de México en peligro de extinción, Ed. Fondo de Cultura Económica, México DF, 2000.
14. Charles V. S., Richard B. D., Patología de las aves enjauladas, Ed. Acribia, S.A. Zaragoza, España, 1985.

15. Coles B. H. Avian medicine and surgery, Ed. Blackwell Science, USA, 1997.
16. Dennis K.-W., Manual práctico de loros, Ed. Hispano Europea S.A, España, 2001.
17. Forbes N.A. A. R.B., Avian medicine, Manson publishing, Barcelona Spain 1990.
18. Forshaw M. J., Parrots of the world, Ed. Pulished By T.H.M Publication, New York, 1972.
19. Fowler M. R.E. Miller, zoo & wild animal medicine, Edt. W.B. saunders company, United States of america, 1999.
20. Fudge M., Laboratory medicine avian and exotic pets, Ed. W.B. Saunders Company, United States of America, 2000.
21. Gimeno O. Agapornis y periquitos australianos, Edi. De vecci S.A, Barcelona, 1987.
22. Glenn H. O., Susan E. O., Manual of avian medicine, Ed. Mosby, United States of America, 2000.
23. Gordon R.F, J. F.T., Enfermedades de las aves, Ed. El manual moderno, México DF 1982.
24. Kenny L. B., Agapornis (cuidados crianza y variedades), Ed. Hispano Europea S.A, España, 2002.
25. Kirk C. K., Comparative Avian Nutrition, Ed. Cab internacional, New Cork, 1998.
26. Lleonart R. F., Cifuentes R. E., Callis F. M., Higiene y patología aviaries, Ed. Real escuela de avicultura, España 1991.
27. Mclelland J., Atlas a color de anatomía de las aves, Ed. Interamericana Mcgraw-hill, Madrid, España, 1992.
28. Memorias del Curso taller: Tópicos de manejo y medicina en aves de ornato, Facultad de estudios superiores Cuautitlán, UNAM, Septiembre, 2005.
29. Memorias del curso: 3<sup>er</sup> foro en medicina de las aves de ornato y compañía, Ciudad Universitaria, UNAM, junio, 2006.

30. Molina R., Grifols j.,Martinez A., Memorix medicina de animales exóticos. Ed. Grass ediciones, Barcelona, 2002.
31. Moreno D. R., Enfermedades parasitarias de las aves. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México, México, 1989.
32. Morris J., Dobson J. Oncología en pequeños animales. Ed. Intermédica, Buenos Aires, Argentina, 2002.
33. Peterson R.T, Chalif E.L., Mexican birds, Ed. Houghton Mifflin company, United States of America, 1973.
34. Quiroz R. H., Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Ed. Limusa Noriega-Editores, México 2003.
35. Samour J., Avian medicine. Ed. Mosby, Londres, 2000.
36. Santos M. T.,Encuesta de las especies de fauna silvestre mas frecuentemente llevados a consultorios veterinarios de pequeñas especies en la ciudad de México en el año de 1994 (motivo de la consulta, así como tratamiento recibido). tesis de licenciatura, Cuautitlán Izcalli, edo. de México, UNAM, 1996.
37. Sheldon, L. Gerstenfeld, El cuidado de las aves, Compañía editorial continental, México, 1981.
38. Sibley D. Allen, The sibley guid to birds, Ed. Alfred A. Knopf, New York, 2000.
39. Smith J.,Cuidados y enfermedades de los pájaros. Ed. Hispano Europea S.A, España, 1999.
40. Tennant B., Manual de formulación en pequeños animales. Ed. Ediciones, Barcelona, España, 2001.
41. Tully T., Martin P.C. Avian medicine. Ed. Betterworth Heinemann, New Delhi, 2000.
42. Villegas F. F., Consideraciones taxonómicas, anatómicas y fisiológicas en el uso de anestésicos en falconiformes (revisión bibliográfica). Tesis de licenciatura, Cuautitlán Izcalli, Edo. de México, UNAM, 2005.