



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN.**

**MANUAL PROPEDÉUTICO PARA AVES DE PRESA
(Orden Falconiformes y Strigiformes)
(Revisión Bibliográfica)**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

PRESENTA:

MARCO ANTONIO REYES REYES

ASESOR: M.V.Z. GERARDO LÓPEZ ISLAS

CUAUTITLÁN IZCALLI, EDO. DE MÉXICO 2006



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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 todos aquellos que siempre me apoyaron durante toda la carrera, a los que siempre tuvieron frases de aliento, a quienes desinteresadamente me enseñaron cosas nuevas, pero sobre todo a quien siempre confío en mí.

Gracias.

ÍNDICE

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
OBJETIVOS	4
TAXONOMÍA	5
ANATOMÍA Y FISIOLÓGÍA	18
NUTRICIÓN	49
MEDICINA PREVENTIVA	58
MÉTODOS DE CONTENCIÓN	81
MÉTODOS DE EXPLORACIÓN, DIAGNOSTICO	106
OBTENCIÓN DE MUESTRAS PARA LABORATORIO Y SU INTERPRETACIÓN	129
MÉTODOS TERAPÉUTICOS	144
DISCUSIÓN	159
CONCLUSIONES	161
ANEXOS	162
BIBLIOGRAFÍA	194

RESUMEN

Del total de de las cerca de 10,000 especies de aves en el mundo, México posee casi el 11 %, es decir 1060 aproximadamente y de estas el 10 % son endémicas. Se calcula que casi el 95 % de las aves en México que son mantenidas en cautiverio no reciben ningún tipo de atención médica, esto por que los dueños no encuentran un Medico que sepa la forma de atender a un paciente aviar. (82)

Es por eso que el presente manual pretende servir como base al Médico Veterinario que no tenga conocimientos sobre las aves de presa, a conocer más sobre su manejo en cautiverio.

Este trabajo se dividió en ocho capítulos los cuales son:

1. Taxonomía.
2. Anatomía y Fisiología.
3. Nutrición.
4. Medicina Preventiva.
5. Métodos de Contención.
6. Métodos de Exploración, Diagnostico.
7. Obtención de Muestras para Laboratorio y su Interpretación
8. Métodos Terapéuticos.

INTRODUCCIÓN

Las aves son únicas entre los vertebrados esto debido a su estructura esquelética y respiratoria. Esto junto con las diferentes especies, los tamaños, los tipos de cuerpo, y las funciones, desafían al clínico de aves constantemente.

El interés y el conocimiento en la medicina aviar en los últimos años ha crecido exponencialmente en diferentes disciplinas tales como: terapéutica, fisiología, anestesia, cirugía, diagnóstico y reproducción, entre otras. En nuestro país, el interés cada vez mayor en mantener aves silvestres de ornato o exóticas en cautiverio, nos compromete a mejorar nuestro conocimiento en estas especies, hace muy poco tiempo era difícil que nuestros servicios fueran requeridos para éstas.

La carrera de Médico Veterinario Zootecnista, nos da una gran variedad de oportunidades de desarrollo profesional, según la conveniencia de cada persona, así podemos encontrar a médicos que realizan trabajos de investigación, otros que laboran en empresas dedicadas a la fabricación de alimentos tanto para consumo humano como animal, y otras áreas de trabajo como son el área de bovinos, ovinos, caprinos, equinos, cerdos, aves de corral y a la de perros y gatos, todas y cada una de ellas con sus diferentes ramas.

Dentro de la clínica de aves, solo se les enseña a los estudiantes lo relacionado al manejo de una granja de aves domesticas como son las aves productoras de carne y aves de postura, sin explicar las notables diferencias que existen entre esta práctica y el manejo de aves silvestres.

Así pues el Médico que proviene de la avicultura industrial y es introducido al manejo de fauna silvestre, se encuentra con múltiples problemas, tanto para él, como para la colección que está manejando.

El porcentaje de casos que se le presentan a un Médico Veterinario relacionados con aves silvestres, es cada vez mas elevado, lo que implica la necesidad de mayores conocimientos anatómicos, fisiológicos y de manejo, además de los conocimientos clínicos, con las dificultades que esto implica en animales tan sensibles al estrés. Por esto es muy importante que los veterinarios sepan afrontar una situación como esta.

Por lo anteriormente expuesto, es necesaria la preservación de especies, especialmente las especies amenazadas y una de las formas para hacerlo, es abordado en forma correcta los casos clínicos que se presentan para su atención médica, además de asesorar a los clientes sobre aspectos importantes como una nutrición adecuada y medidas de bioseguridad entre otros, con el fin de preservar estas especies.

OBJETIVOS

1. Describir los métodos básicos de manejo, exploración, diagnóstico y propedéutica en aves de presa.
2. Presentar un manual de referencia útil a aquellos médicos veterinarios zootecnistas, que no estén familiarizados con este tipo de animales.

TAXONOMÍA

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Reino	Animalia	Sistemas multicelulares que se nutren por ingestión.
Subreino	Eumetazoa	Animales con cuerpo integrado por dos o más lados simétricos
Phylum	<i>Chordata</i>	Cuerpo con simetría bilateral con respecto al plano sagital, y cordón nerviosos.
Subphylum	<i>Vertebrata</i>	Animales Vertebrados (con esqueleto)
Clase	Aves	Vertebrados con plumas

Tabla 1

Las aves son animales vertebrados, generalmente propios del medio aéreo, con el cuerpo recubierto de plumas y con las extremidades anteriores transformadas en alas (Tabla 1). Estas dos características, les permiten ser más ligeros y poder desplazarse mediante el vuelo. Se piensa que las aves descienden de los reptiles, ya que comparten varias características con ellos como algunas partes del esqueleto, los músculos, escamas de las patas, reproducción por medio del huevo, el diente embrionario en la mandíbula superior que sirve para salir del cascarón.

Las plumas son una adaptación de las escamas de los reptiles, lo cual se puede comprobar observando el parecido existente entre la piel que recubre las patas de muchas aves y la de los reptiles. Aunque las plumas las asociamos con el vuelo, se estima que tal adaptación no surgió con tal fin. Posiblemente un tipo de camuflaje, siendo el aislamiento térmico la teoría más aceptada (Abrigo). Y ya que tenían plumas, el vuelo vino por añadidura.

En 1861 se encontró un fósil en Langenthalheim Alemania, este fósil recibió el nombre de *Archaeopteryx lithographica* (Fig. 1 y 2), se considera el ave más antigua de que se tiene conocimientos, se estima que vivió hace unos 150 millones de años, lo cual no implica que sea un antepasado de las aves de hoy ni que tampoco fuera un prototipo de todas las aves de

su era. Este fósil era del tamaño aproximado de un cuervo, con una cola larga ósea, los dedos con garras y las alas con plumas. En 1877 se descubrió un segundo fósil a 16 Km. de distancia y en 1956 se encontró un tercer fósil (Fig. 1,2)



Fig. 1 y 2 *Archaeopteryx lithographica*

(44)

Basándose en los pocos fósiles que se han encontrado, las Aves que se conocen se estudian en tres subclases. Aquellas con una cola larga, similar a la de los reptiles pero ya con plumas, las que tienen las vértebras de tal cola atrofiadas y fundidas, como las aves de hoy en día; y otro grupo intermedio donde surgió la transformación de la cola y otras características (Tabla 2). No es conclusivo si una de estas subclases precede a otra o si son radiaciones independientes y por tanto diferentes ramas de la evolución. (5, 19, 45, 61, 72)

LAS SUBCLASES EN LA CLASE AVES

SUBCLASE	DESCRIPCIÓN
<i>Archaeornithes</i>	Aves Primitivas: Vértebras de la cola no fusionadas.
<i>Neornithes</i>	Aves Verdaderas: Vértebras de la cola fusionadas. Tarso metatarso fusionado del centro hacia los extremos.

Tabla 2

Las aves que existen hoy en día todas pertenecen a la subclase Neornithes. De esta subclase sólo dos superórdenes han sobrevivido, las que pueden volar y las que no desarrollaron la habilidad de hacerlo. A estas últimas las llamamos ratites o corredoras (Tabla 3). Se estima que en el mundo existen alrededor de unas 9,700 especies diferentes en estos momentos. (44, 85)

SUPERORDEN	NOMBRE COMÚN
<i>Paleognathae</i>	Aves Corredoras
<i>Neognathae</i>	Aves de Vuelo

Tabla 3

Neognatas (AVES DE VUELO)

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Clase	Aves	Aves: Vertebrados con plumas
Subclase	<i>Neornithes</i>	Aves Verdaderas: Vértebras de la cola fundidas
Superorden	<i>Neognathae</i>	Aves del Vuelo o Carenadas

Tabla 4

Las aves del vuelo son aquellas que pueden volar. La relación que existe entre las aves rapaces diurnas con las rapaces nocturnas, se limita a que todas son aves que pueden ejercer el vuelo. Para poder ejercer esta función el cuerpo tiene que presentar ciertas características. Una de ellas es que los músculos de las extremidades superiores, las alas en las aves, deben de ser fuertes y a la vez flexibles. Lo cual requiere que el esternón (hueso en el pecho donde se unen las costillas), sea en forma de quilla. Y se les llaman carenadas (Tabla 4). (44, 45, 85)

Las Aves Rapaces Diurnas

Orden *Falconiformes*

En este grupo de aves se estudian las aves rapaces que cazan durante el día. Todas estas aves son carnívoras, de acuerdo a la especie su alimentación varía desde pequeños roedores hasta monos. Por lo general todas ellas son de vuelo fuerte; es en las aves rapaces diurnas donde se encuentran las aves de vuelo más rápido. Las aves rapaces cazan de dos modos, en el aire (vuelo) o en el suelo. Las rapaces diurnas presentan un plumaje duro y compacto para asegurar un vuelo rápido

Las aves rapaces diurnas, se dividen en cinco familias que son: El Secretario *Sagittarius serpentarius* se asigna en una familia por sí solo. La segunda y más numerosa es la familia de las águilas, milanos, Gavilanes y Buitres del Viejo Mundo verdaderas, con 270 especies. La tercera es la de los halcones, con 61 especies. La cuarta es la de la Águila Pescadora *Pandion Haliaetus* al igual que el Secretario *Sagittarius serpentarius* solo tiene un género. La última familia agrupa a los cóndores y zopilotes. Los Buitres Americanos, descienden de las mismas aves que las cigüeñas y aves afines. Por eso se les sitúa con aquellas aves y no entre las rapaces diurnas (Tabla 5). (19, 44, 85)

FAMILIA	ESPECIES
<i>Sagittariidae</i>	Secretario
<i>Accipitridae</i>	Águilas, Milanos, Gavilanes y Buitres del Viejo Mundo.
<i>Falconidae</i>	Halcones
<i>Cathartidae</i>	Cóndores, Zopilotes
<i>Pandionidae</i>	Águila Pescadora

Tabla 5 (55)

Familia *Sagittariidae*

Secretario o Serpentario

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Falconiformes</i>	Rapaces Diurnas
Familia	<i>Sagittariidae</i>	Secretario: Familia Monotípica.
Especie	<i>Sagittarius serpentarius</i>	Secretario

Tabla 6

La familia *Sagittariidae* se encuentra dentro del Orden *Falconiformes*. El secretario es el único miembro de la familia *Sagittariidae* (Tabla 6). Se le estima estar relacionado con las águilas y otras aves similares. A esta ave también se le conoce por serpentario.

Secretario o Serpentario *Sagittarius serpentarius*, se localiza en África, al sur del Sahara. Mide más de 1 m, tiene la cola y las patas largas y un pico ganchudo sus tarsos tienen una altura aproximada de 30 cm., esto se asocia al hábito de caminar. El color predominante del serpentario es gris azulado, con los muslos y la cola negros. Se alimenta de pequeños animales y de reptiles, en particular de serpientes, que caza al acecho. Esta ave no suele volar, por lo que caza en el suelo, es un ave solitaria. (5, 19, 85)

Familia *Accipitridae*

Águilas y Milanos

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Falconiformes</i>	Rapaces Diurnas
Familia	<i>Accipitridae</i>	Águilas y Milanos

Tabla 7

En este grupo se asocian las aves rapaces grandes. En esta subfamilia se agrupan las águilas, los milanos y otras aves afines (Tabla 7). Los integrantes de este grupo son aves carnívoras; su alimentación consiste principalmente de otras aves, peces, reptiles, y mamíferos, en ciertos casos de considerable tamaño. Algunas de estas águilas son muy grandes, encontrándose entre las aves de mayor peso capaces de volar. El águila pescadora presenta características únicas y por tanto se le separa de las demás rapaces grandes (5, 19, 85)

Muchas son migratorias, otras son sedentarias, mientras que algunas son parcialmente migratorias o sedentarias. Entre las migratorias algunas vuelan miles de kilómetros de donde anidan a las zonas donde invernán, mientras que otras migran verticalmente, de mayor a menor altura. Algunas de estas aves no son migratorias pero se desplazan de acuerdo a las lluvias u otros factores, llevando a cabo una vida nómada durante las temporadas que no son de anidación.

Su pico suele ser afilado y recto, en algunos milanos presenta un diente en la parte superior, algunas águilas poseen un pico muy fuerte, sus tarso suelen ser fuertes y relativamente cortos, esto para minimizar la resistencia cuando el ave levanta el vuelo.

Presentan alas largas y anchas para poder planear, vuelan a gran altura aprovechando las corrientes de aire ascendentes hasta llegar a cierta altura para desplazarse por extensas áreas en busca de presas. (5, 19, 26, 85)

Familia *Pandioninae*

Águila Pescadora

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Falconiforme</i>	Rapaces Diurnas.
Familia	<i>Pandionidae</i>	Águila Pescadora.
Especie	<i>Pandion haliaetus</i>	Águila Pescadora

Tabla 8

El Águila Pescadora, es el único miembro de la familia *Pandionidae* (Tabla 8), tiene una distribución global. Gran parte de su población es migratoria, anidando en el hemisferio Norte y migrando hasta zonas tropicales. Algunas poblaciones son sedentarias, permaneciendo en el área donde anidan todo el año. Al Águila Pescadora también se le llama Guincho.

Su pico suele ser afilado y recto, presentan un diente en la mandíbula superior, sus tarsos suelen ser fuertes y relativamente cortos, esto para minimizar la resistencia cuando el ave levanta el vuelo. El águila pescadora se alimenta exclusivamente de peces. Vuela sobre el agua, buscando su comida y cuando la localiza vuela en picada para capturar peces con sus garras, presenta almohadillas en la cara inferior de sus dedos y unas protuberancias espinosas que permite sujetar a los peces y evitar que estos se resbalen de sus garras. (5, 19,

Familia *Falconidae*

Halcones

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	Falconiformes	Rapaces Diurnas
Familia	<i>Falconidae</i>	Halcones y Gavilanes

Tabla 9

Tienen poderosas garras con largas y afiladas uñas curvas. Con ellas sujeta a su presa mientras la desgarran con el pico. Miden entre 15 y 60 cm. de largo. Como ocurre en todas las aves de presa diurnas (activas durante el día), la hembra es de mayor tamaño que el macho, en su pico presentan un diente en la mandíbula superior, y una muesca correspondiente en la parte inferior, estas aves utilizan este diente para matar a sus presas, poseen garras anchas para sujetar a su presa como sucede en las persecuciones aéreas, los pies en este tipo de aves tienen como finalidad agarrar y transportar a sus presas.

La familia *Falconidae* se le asigna al orden Falconiformes (Tabla 9). Esta familia es integrada por tres subfamilias: la de los halcones del bosque, la de los chimanos y caranchos, y la de los halcones y cernícalos.

Subfamilia *Micrasturinae*: Halcones del Bosque

Los halcones del bosque son originarios de América. Los encontramos desde el sur de los Estados Unidos hasta la cuenca del Amazonas; se ausentan de las Antillas. Estas aves habitan en las selvas y zonas de vegetación alta y densa. Se alimentan de pequeños animales que atrapan. Los halcones del bosque tienen un aspecto similar entre ellos, se asemejan a un gavilán de cola larga y tienen las alas redondeadas.

Subfamilia *Caracarinae*: Chimango, Carancho y parientes

Los miembros de esta subfamilia también son originarios de América. Los encontramos desde el sur de los Estados Unidos hasta Argentina, se ausentan de las Antillas. En general se asemejan más en apariencia y hábitos a los buitres americanos de pequeña talla que a los otros halcones. Son aves oportunistas, muchas de ellas alimentándose de carroña.

Subfamilia *Falconinae*: Halcones y Cernícalos

La ubicación de los halcones y cernícalos es global, sólo se ausentan de Antártica y algunas islas oceánicas. Se asemejan a las águilas y milanos pequeños pero se pueden diferenciar con facilidad una vez que se hacen al aire. Los halcones tienen las alas más puntiagudas. En las águilas y parientes las plumas primarias al borde del ala se presentan separadas, dando la impresión de dedos. En los halcones, o no se distinguen tales plumas, o no son lo suficiente definidas para dar la impresión de dedos.

Los halcones generalmente cazan a su presa en pleno vuelo, su técnica comienza cuando está posado en un lugar alto o en pleno vuelo y desde allí detecta su presa, después se lanza en picada con las alas casi cerradas que le hacen aumentar su velocidad, después ataca a la presa por detrás, en su ángulo visual muerto. (5, 19, 26, 44)

Familia *Cathartidae*

Cóndores y Zopilotes

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Falconiformes</i>	Rapaces Diurnas
Familia	<i>Cathartidae</i>	Cóndores y Zopilotes

Tabla 10

Los miembros de la familia *Cathartidae* (Tabla 10), son aves de gran tamaño, con la cabeza desnuda y el pico es abultado, se alimentan casi exclusivamente de carroña, a veces atacan a los animales heridos o recién nacidos. Para esto, la mayoría de las especies utiliza el sentido de la vista, a veces se encuentra volando cuando detecta el olor de la carroña, esto gracias a que tienen el sentido del olfato muy desarrollado, los pies de este tipo de ave no están hechos para transportar presas, peso a ello sus pies son fuertes debido a la necesidad que tienen para emprender el vuelo, teniendo que correr para elevarse con poco viento y por que a veces son utilizados para pelear por comida. El cóndor de los Andes tiene una envergadura de alas mayor, alcanzando los 3,5 m, mientras que el de California no supera los 2,9 m. Este último es algo más grueso; puede pesar hasta 14 Kg. Los cóndores andinos machos pesan unos 11,5 Kg. Carecen de voz debido a la ausencia del órgano de fonación, llamado siringe.

Tienen el plumaje negro, con una gran zona blanca en las alas. Los machos poseen en la frente una cresta carnosa prominente.

Su área de distribución comprende desde México hasta el norte de Argentina. El hábitat en el que vive es el bosque tropical. El macho y la hembra tienen el mismo aspecto. Suelen construir el nido en árboles huecos, donde ponen entre uno y dos huevos de color marfil. (26,

Las Aves Rapaces Nocturnas

Orden *Strigiformes*

En este grupo de aves se estudian las aves rapaces que cazan durante la noche. Estas aves son carnívoras, su alimentación consta principalmente de pequeños roedores, insectos y algunos invertebrados. Su cabeza es grande y el cuello es corto; la cara es grande y redonda, presenta unos ojos de gran tamaño y fijos en sus órbitas, de manera que cuando miran a un punto deben girar toda la cabeza (Fig. 3), algunas presentan plumas en la cabeza que asemejan cuernos. Las rapaces nocturnas presentan un plumaje suave adaptado a vuelos silenciosos. Todas vuelan en silencio para evitar ser escuchada por su presa. Las hembras suelen ser más grandes que los machos.

Las lechuzas y los búhos, se estudian en el orden *Strigiformes* del superorden *Neognathae*. Este orden se subdivide en 2 familias (Tabla 11): (19, 55)

FAMILIA	ESPECIES
<i>Tytonidae</i>	Lechuzas
<i>Strigidae</i>	Búhos y Tecolotes

Tabla 11



Fig. 3 Movimiento de la Cabeza de un *Strigiforme*. (42)

Familia *Tytonidae*

Lechuzas

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Strigiformes</i>	Lechuzas y Búhos
Familia	<i>Tytonidae</i>	Lechuzas

Tabla 12

Las lechuzas o titónidos, se estudian en la familia *Tytonidae*. Esta es una de las dos familias en el orden *Strigiformes* (Tabla 12).

Podemos identificar a las aves de este grupo por tener la cara en forma de triángulo o corazón. Otros detalles de cierto valor es que tiene las patas largas y los dedos sin plumas, sus ojos son relativamente pequeños. Estas aves son de tamaño mediano, algo así como una gallina doméstica. Presentan un pico recto y alargado.

Tienen una distribución mundial excepto Antártica, predominando en las zonas tropicales. Algunas, especialmente la Lechuza de Campanario Común *Tyto alba*, gozan de una distribución sumamente extensa, mientras que otras se restringen a un bosque continental o zona muy específica de alguna isla. Las especies en esta familia son de hábitos nocturnos y usualmente solitarias. La alimentación consiste en mamíferos pequeños, reptiles, aves, insectos, peces y crustáceos.

Anidan en huecos en los árboles, en los campanarios, y en el suelo. La nidada usualmente consiste de tres a siete, excepcionalmente hasta once, huevos que son incubados por la madre. Los dos padres cuidan y alimentan a los pichones. Los machos y las hembras generalmente son similares, en algunas especies la hembra es algo más grande que el macho. (5, 19, 85)

Familia *Strigidae*

Búhos

CATEGORÍA	TAXA	DESCRIPCIÓN
Orden	<i>Strigiformes</i>	Lechuzas y Búhos
Familia	<i>Strigidae</i>	Búhos y Tecolotes

Tabla 13

En esta familia encontramos a los Búhos y Tecolotes (Tabla 13), tiene ojos grandes, están dirigidos hacia adelante, e incorporados en una cápsula ósea que les da una limitada capacidad de movimiento, es por esto que los búhos tienen que girar toda la cabeza para mirar a los lados, aunque el movimiento se ve facilitado por un cuello relativamente largo y flexible, que les permite girar la cabeza hasta 270 grados (Fig. 3).

La mayor parte de los búhos tienen los ojos rodeados por un disco facial de plumas rígidas que dan la impresión que tienen cejas. Dado que pocos búhos capturan sus presas a plena luz del día, su oído es especialmente importante. Muchos búhos tienen el cráneo asimétrico, con las aberturas auriculares a diferentes alturas; esto les permite localizar a sus presas por los ruidos que producen. Tienen patas y dedos emplumados y con el cuarto dedo móvil y orientado hacia atrás. Tienen un pico curvo y corto.

El Búho Nival *Nyctea scandiaca*, habita en Europa y Asia, cuya hembra es blanca con algunos puntos negros en el dorso, se alimenta durante el día, y es de los más grandes de esta familia, mientras que dentro de los más pequeños está el Mochuelo Duende *Micrathene whitneyi*, del suroeste de Estados Unidos y México, que mide sólo 13 cm.

Estas aves habitan en todo el mundo, excepto Antártica. En muchas de las especies que vemos aquí las hembras son más grandes que los machos. En ciertos casos logrando dimensiones hasta dos veces superiores. (5, 19)

ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA DE LAS AVES

RAPACES

Introducción

La importancia del sistema esquelético en las aves, es debido a que el esqueleto es muy liviano, tanto que se ha calculado que pesa menos que todas sus plumas juntas, sin embargo es muy resistente. Estas dos cualidades y propiedades (ligereza y resistencia) se deben a que los huesos son huecos, y a este tipo de huesos se les llama huesos neumáticos, es decir que el esqueleto ha sustituido la médula por cavidades huecas que son llenadas con aire y se comunican con el aparato respiratorio. Esto le permite al ave que los huesos sean muy ligeros y favorezcan el vuelo.

Los huesos de la cavidad oral forman el pico. Las orbitas oculares están muy desarrolladas, presentan un complejo articular en el pico (aparato maxilopalatino), lo que permite el movimiento de ambas valvas.

Desarrollo completo del cinturón escapular. Los miembros torácicos se transforman en alas. Osificación de los extremos esternales de las costillas. Conversión de los miembros posteriores en los únicos portadores del peso corporal sobre el suelo. Además de lo anterior, resalta en particular la pérdida de los dientes que han sido sustituidos por un pico que resta peso en exceso al ave. (30, 33, 66, 95)

Cráneo

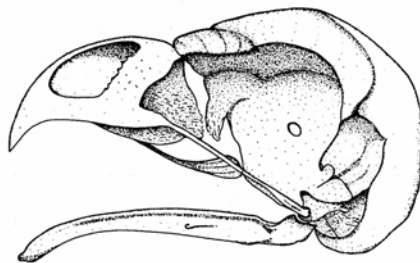
El cráneo de las aves es muy ligero en comparación a de la mayoría de los mamíferos y reptiles. Debido a las numerosas cámaras de aire que contiene, esto hace que pese muy poco. Su estructura está relacionada con la necesidad para ver, escuchar, pensar y tragar comida (Fig. 4).

El anillo esclerótico, esta formado por un conjunto de pequeños huesos, protege los ojos de las aves y ayuda a mantenerlos en posición. El anillo esclerótico es una de las características anatómicas que las aves tienen en común con los reptiles.

Los picos de aves son muy ligeros, mucho más que ciertos dientes y huesos pesados que necesitan otras clases de animales para mantenerlos en su lugar.

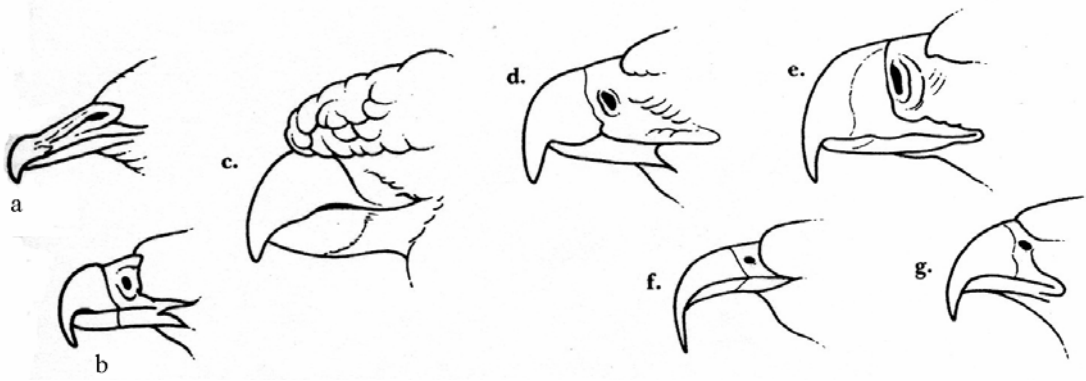
El pico esta formado por dos valvas, una superior y una inferior. La valva superior forma el límite dorsal de la cavidad oral y en su parte caudal tiene la cavidad nasal. La valva inferior es la mandíbula (Fig. 4).

Los picos de las rapaces están afilados y aguilños pero la forma varía de acuerdo con el tipo de comida. Los halcones tienen un pico pequeño, con un fuerte diente que es usado para matar a su presa. La mayoría de los buitres y ciertas águilas, el águila real por ejemplo, tienen un pico fuerte (Fig. 5). (22, 24, 26, 30, 95)



Modificado de Cooper

Fig. 4 Cráneo de un Strigiforme



- a. Zopilote Negro *Coragyps atratus*
- b. Buitre Negro *Aegypius monachus*
- c. Cóndor Andino *Vultur gryphus*
- d. Águila Harpia *Harpia harpyja*
- e. Águila Monera *Pithecophaga jefferyi*
- f. Caracolero Común *Rostrhamus sociabilis*
- g. Milano Picogarfio *Chondrohierax uncinatus*

Modificado de Ferguson

Fig. 5 Tipo de Picos de Diferentes Aves Rapaces

Columna Vertebral

Una característica de los huesos de las rapaces, común a todas aves, es la fusión y la reducción en el número de huesos. El esqueleto, presenta huesos unidos, que forman un soporte fuerte y rígido, que da estabilidad a los músculos de vuelo, los miembros anteriores y posteriores así como alas plumas del ala y la cola.

Presentan los procesos articulares con una morfología similar a la cabeza de una silla de montar (zigapòfisis) y todas a excepción del notario (Vértebras torácicas II-V fusionadas) y el pigostilo (ultima vértebra del sinsacro) presentan un proceso costal.

Vértebras Cervicales

El atlas constituye un anillo alrededor del cóndilo occipital, es así como se da la articulación del atlas con el cráneo. El axis, presenta un diente cuyo ápice alcanza al occipital a nivel del foramen magno.

El número de vértebras cervicales puede variar, según el tamaño del ave, por ejemplo el cóndor de California tiene 18 vértebras cervicales.

Vértebras Torácicas, Lumbares y Sacras.

La I vértebra torácica presenta independencia anatómica, mientras que las vértebras II-V se fusionan para formar el notario (a veces el notario no es muy evidente en las radiografías).

En todas las aves las últimas vértebras torácicas junto con todas las vértebras lumbares y las vértebras sacras se fusionan para formar el hueso sinsacro, este se une a su vez con el ilion, el pubis y el isquion, para formar la articulación sacroilíaca. El sinsacro es rígido en las aves.

Vértebras Caudales

Las últimas 5-6 vértebras caudales se fusionan constituyendo al pigostilo, es aquí donde se anclan las plumas de la cola (timoneras). (6,22, 30, 33, 66)

Costillas

Las aves presentan 7 pares de costillas, los dos primeros pares, corresponden a las vertebrales y las siguientes a las esternales, estas últimas presentan dos porciones una vertebral articulada a la columna vertebral y una esternal articulada al esternón, ambas están osificadas y unidas entre sí, mientras que las vertebrales solo presentan la porción vertebral.

A partir de la costilla II y hasta la VI, se observa en el borde caudal, una apófisis a nivel de la porción vertebral este proceso se adosa sobre la costilla inmediata caudal. Una mayor rigidez del tórax se ha conseguido gracias a las proyecciones posteriores de las costillas, denominadas procesos uncinados, que unen cada costilla a la siguiente

Esternón

El esternón, o hueso del pecho, es grande, el cuerpo es aplanado dorsoventralmente y tiene forma rectangular, en su parte ventral se observa una quilla o cresta central llamada carina, el esternón y la carina soportan algunos de los principales músculos utilizados en el vuelo.

(22, 30, 66)

Miembro Torácico

Las aves presentan un cinturón escapular óseo completo formado por la escápula, el coracoides y la clavícula.

La escápula es un hueso en forma de triángulo, adosado sobre las costillas.

El coracoides, es el hueso más robusto del cinturón escapular, se ubica en posición oblicua desde el hombro, hasta el esternón. Este hueso es el principal soporte para el ala en el tronco durante el vuelo.

La clavícula es un hueso muy delgado ubicado en la entrada del tórax, en su parte proximal se articula con el coracoides y en su parte distal se aplana para formar la apófisis fúrcular.

La fúrcula es un conjunto de dos huesos soldados en forma de V situados en el pecho. La fúrcula permite mantener las alas separadas cuando son empujadas hacia abajo por sus poderosos músculos.

Huesos del Ala

El húmero es un hueso situado en la parte interna del ala. Es un hueso largo que forma el esqueleto del brazo.

El radio y la ulna forman el esqueleto del antebrazo, el radio es el más pequeño de los dos huesos, mientras que la ulna es el mayor de los dos, es aquí donde se anclan las plumas secundarias.

De los carpos, solo la fila proximal presenta independencia anatómica y son el carpo radial y el carpo lunar. En las aves existen tres metacarpos; el mayor, el menor y el alular, están fusionados entre si y con los huesos de la fila distal del carpo, constituyendo el carpometarco.

El carpometacarpo es un hueso doble, y esta unido a tres falanges, o huesos de los dedos, en estos huesos están ancladas las plumas primarias. (22, 24, 30, 66)

Miembro Pelviano

El miembro pélvico esta formado por dos huesos coxales, cada uno de los cuales está formado por el ileon, el isquion y el pubis.

Huesos de la Pierna

La pierna esta formada por el fémur, el tibiotarso, el tarsometatarso y las falanges. El fémur es un hueso largo, que esta situado en la parte superior de la pata del ave.

El tibiotarso es el mas largo de los dos huesos de la parte inferior de la pata. Está constituido por la fusión de la tibia y de los huesos de la fila proximal del tarso. En su parte superior se encuentra unido al fémur por la articulación de la rodilla. En su extremo inferior. La articulación del tobillo lo une al tarsometatarso.

El tarsometatarso este hueso es el resultado de la fusión de varios huesos, estos huesos son los huesos de la fila distal del tarso y los metatarsos II, III y IV. La parte superior del tarsometatarso forma una articulación que parece la rodilla del ave, pero que en realidad corresponde al tobillo. Las aves presentan 4 dedos denominados I, II, III, IV. Las aves rapaces 3 dedos dirigidos hacia delante y uno dirigido hacia atrás. La falange distal de cada dedo tiene forma de garra. (6, 24, 26, 30, 66, 95)

Miología

Músculos de la Mandíbula

Las aves cuentan con varios pares de músculos que mueven a la mandíbula en su intersección con el cráneo. Muchas aves pueden mover de manera independiente ambas mitades del pico.

Músculos del Ala

El flexor del ala es un músculo que está situado junto al radio y la ulna, en la zona media del ala, cuando se contrae cierra la articulación de la muñeca, acercando al cuerpo, a la parte externa del ala.

El extensor del ala es un músculo situado junto al radio y la ulna, en la zona media del ala. Al contraerse extiende la articulación de la muñeca. Esto también sucede de forma automática cuando se abre la articulación del codo.

El bíceps flexiona el codo, la flexión del codo dobla el ala hacia arriba, acercándola al cuerpo.

El tríceps extiende la articulación que une la parte interna del ala, formada por el húmero, con la más externa, donde se encuentra el radio y la ulna. La extensión del codo despliega la parte interna del ala durante el vuelo.

Músculos del Pecho

Los pectorales son los músculos de mayor tamaño. Empujan el ala hacia abajo proporcionando la mayor parte del impulso para volar. Justo debajo se encuentra un músculo más pequeño llamado supracoracoides, que mueve el ala hacia arriba.

Músculos de la Pierna

El ilio tibial, está situado entre el anillo pélvico y el tibiotarso, el hueso principal de la pata. Cuando un ave se posa, este músculo se contrae para mantener la rodilla abierta y así poder soportar el peso del cuerpo.

El flexor de la pata, flexiona los dedos de los pies de las aves. En las aves que se posan en las ramas, el flexor de la pata se contrae automáticamente cuando el ave se posa, quedando trabado en esa posición. El músculo se relaja justo antes del despegue.

El extensor de la pata, extiende los dedos de los pies de las aves. Situado más cerca del cuerpo, que del pie, este músculo está conectado a los dedos mediante largos tendones.

Músculos de la Cola

El elevador de la cola, es uno de los músculos que levantan o bajan la cola y abren o cierran las plumas de la misma. Esto les sirve ya que las aves utilizan la cola para frenar y controlar el rumbo, frenan con la cola extendida hacia atrás como abanico, lo que crea resistencia en el aire. (24, 30, 33)

Órganos de las Aves

Sistema digestivo

El sistema digestivo asegura la prensión, transporte, digestión y excreción de los alimentos en vista de su asimilación. En virtud del hecho de que el peso del cuerpo es centralizado, los órganos internos principales (y más pesados) y, todo el sistema digestivo se localizan entre alas en el centro del cuerpo. Esto permite que las aves guarden su balance y

mantengan su estabilidad aerodinámica sin el uso de colas largas como en reptiles (Fig. 6-9).

Esófago y Buche

El esófago lleva la comida desde la boca hasta el estómago. Se sitúa dorsalmente a la derecha de la traquea. Sus paredes son flexibles y se repliegan para permitir que quede plano cuando no este en uso. En *Falconiformes* al penetrar a la cavidad torácica tienen una dilatación llamada buche, esta bolsa elástica esta situada junto al esófago y en ella almacenan la comida que ingieren. Posteriormente el buche suelta la comida de forma gradual para que pueda ser digerida, esto no ocurre en los *Strigiformes*, los cuales carecen de buche (Fig. 6-9).

Estómago

Es un órgano muscular que forma parte del tubo digestivo. Sus fuertes músculos permiten moler alimentos duros que integran la dieta de las aves. Tiene dos cámaras, la primera es el estómago glandular o proventrículo, el cual produce el jugo gástrico para la digestión.

La segunda cámara es el estómago muscular o también llamado molleja, que es el encargado de digerir la comida mecánicamente.

El estómago de todas las rapaces es esencialmente un estómago glandular simple. El pH del estómago durante la digestión es aproximadamente de 1 en rapaces diurnas mientras que las rapaces nocturnas tienen un pH aproximado de 3.

Las características de la fisiología digestiva de las aves rapaces, incluyen la producción de pastillas regurgitadas (Egagrópila) formada por huesos, pelo y material que no han podido digerir y son provenientes de la presa con la cual se han alimentado, esto sucede mas frecuentemente en búhos, mientras que los halcones pueden comer más de una comida antes de desechar dichas pastillas (Fig. 6-9).

Intestino

El intestino es la parte del tubo digestivo en que el alimento digerido es absorbido y pasa a la corriente sanguínea. En general los intestinos son relativamente más pequeños en los carnívoros, insectívoros y frugívoros en que la comida requiere mucho menos digestión. La duración de recorrido del alimento es relativamente corto en búhos aproximadamente de 3 horas (Fig. 6, 8, 9)

Ciegos

Las aves presentan dos ciegos, que se originan uno a cada lado de la porción inicial del recto. Estos están ausentes (vestigios) en rapaces diurnas.

Cloaca

Aquí desembocan los tractos digestivo, urinario y reproductor. Por lo tanto forma parte del aparato digestivo, urinario y reproductor. Sirve tanto como para poner huevos como para eliminar los excrementos, orina y uratos (Fig. 6-9).

Páncreas

Es una glándula anfícina (endocrina y exocrina), envuelta en el asa duodenal. El páncreas también produce bicarbonato que amortigua el pH intestinal.

Las rapaces diurnas tienen un páncreas relativamente pequeño, mientras que los búhos tienen un órgano alargado que llena la mayor parte del asa entre los brazos descendentes y ascendentes del duodeno (Fig. 8, 9).

Hígado

Es la mayor de las glándulas de las aves, es un órgano de grandes proporciones situado junto al estómago. Produce diversas sustancias como la bilis, que entran en funcionamiento durante la digestión. Posee una rica irrigación sanguínea y procesa las sustancias alimenticias que transporta la sangre (Fig. 6).

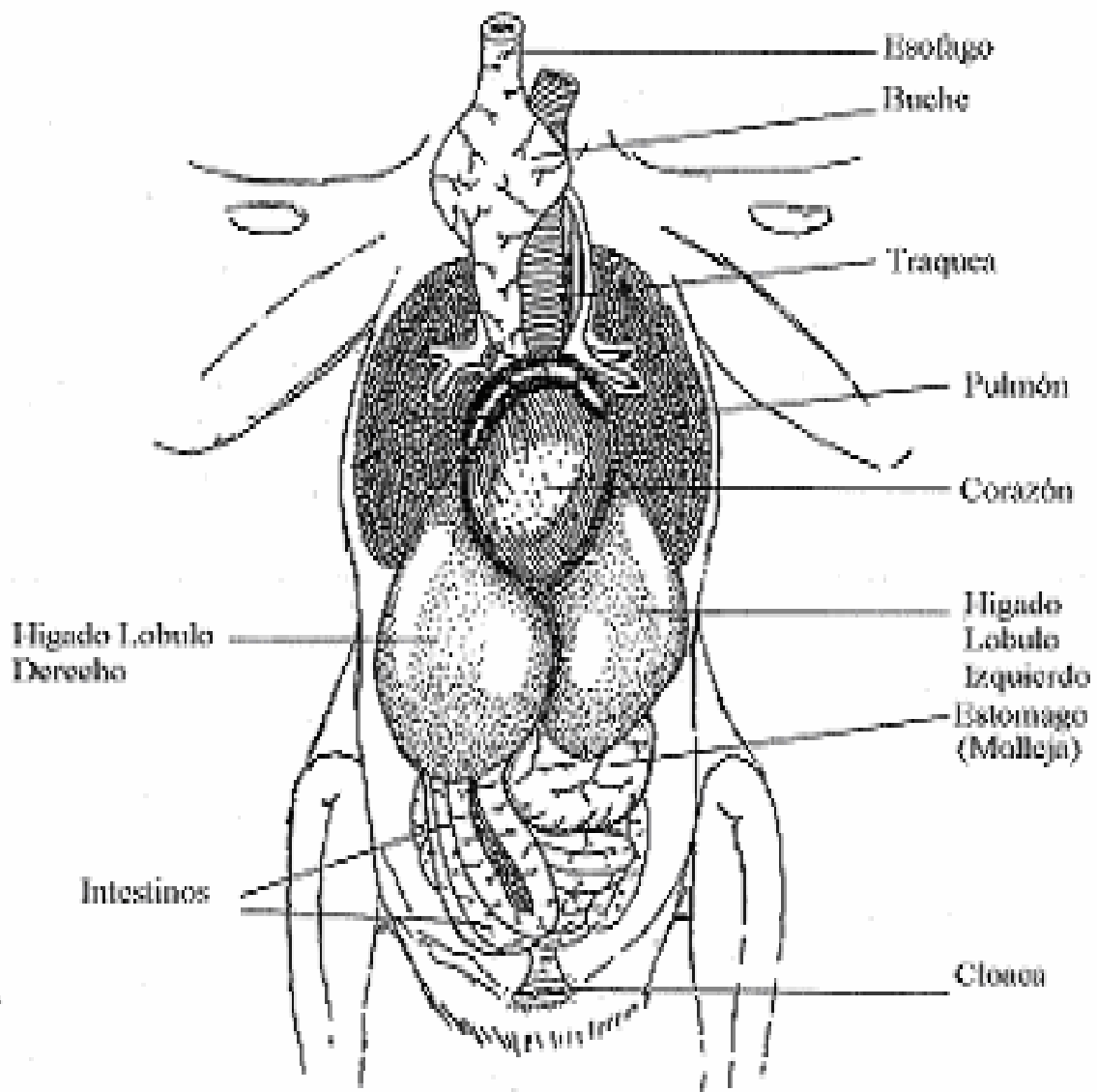


Fig. .6 Órganos Internos de un Falconiforme

Modificado de Heidenreich

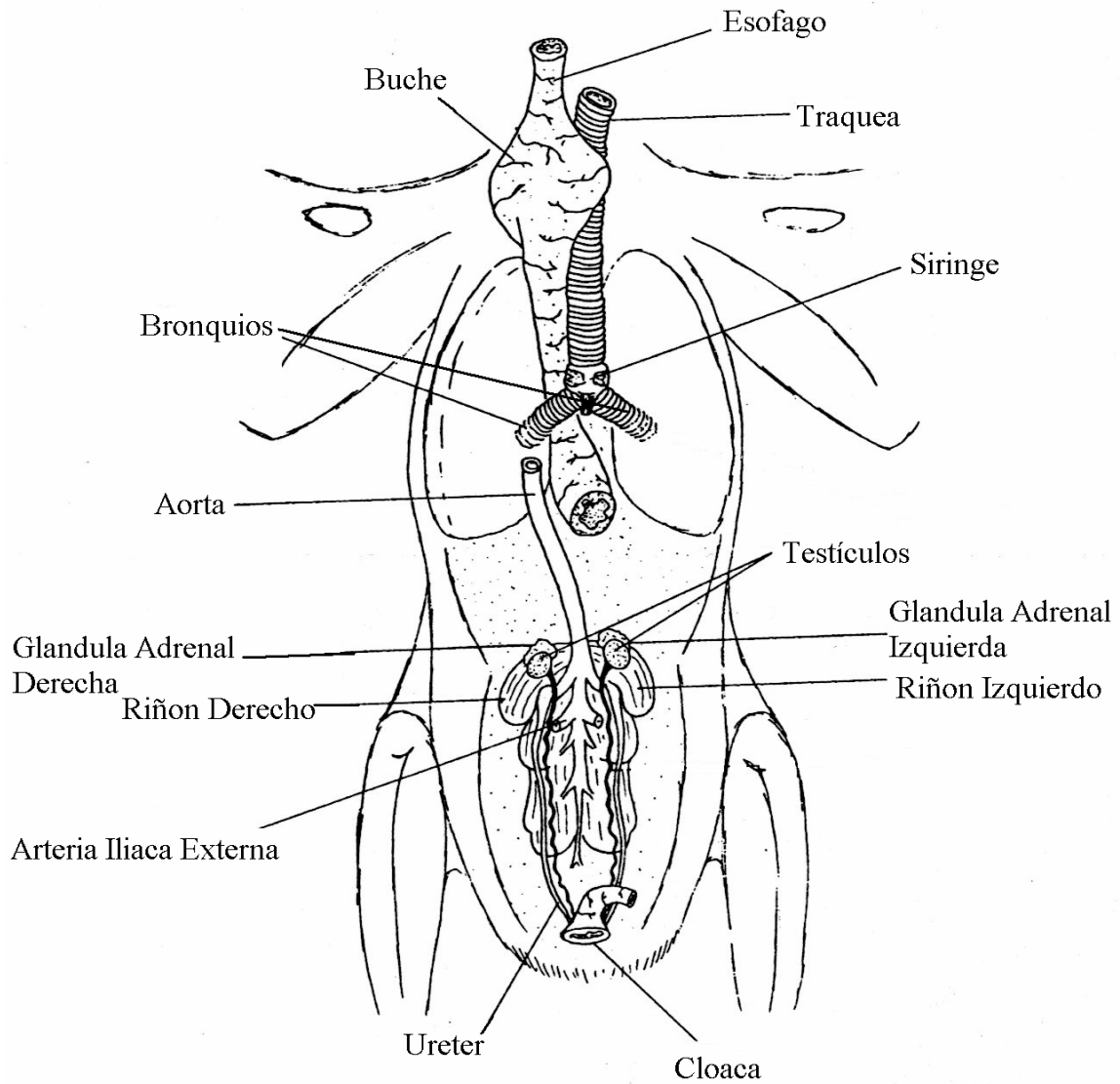


Fig. .7 Órganos Internos de un Falconiforme

Modificado de Heidenreich

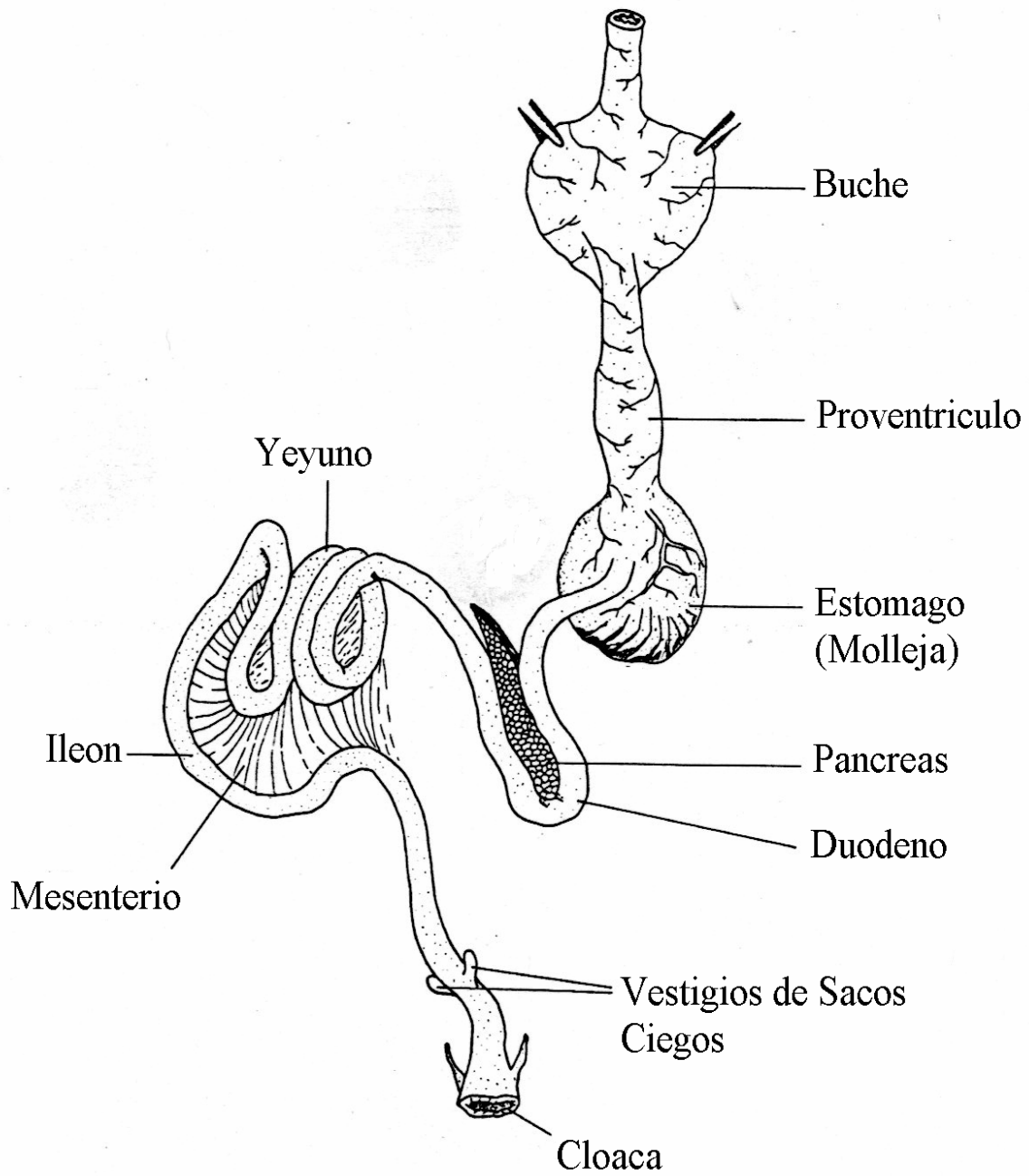


Fig. 8 Sistema Digestivo de un Falconiforme

Modificado de Heidenreich

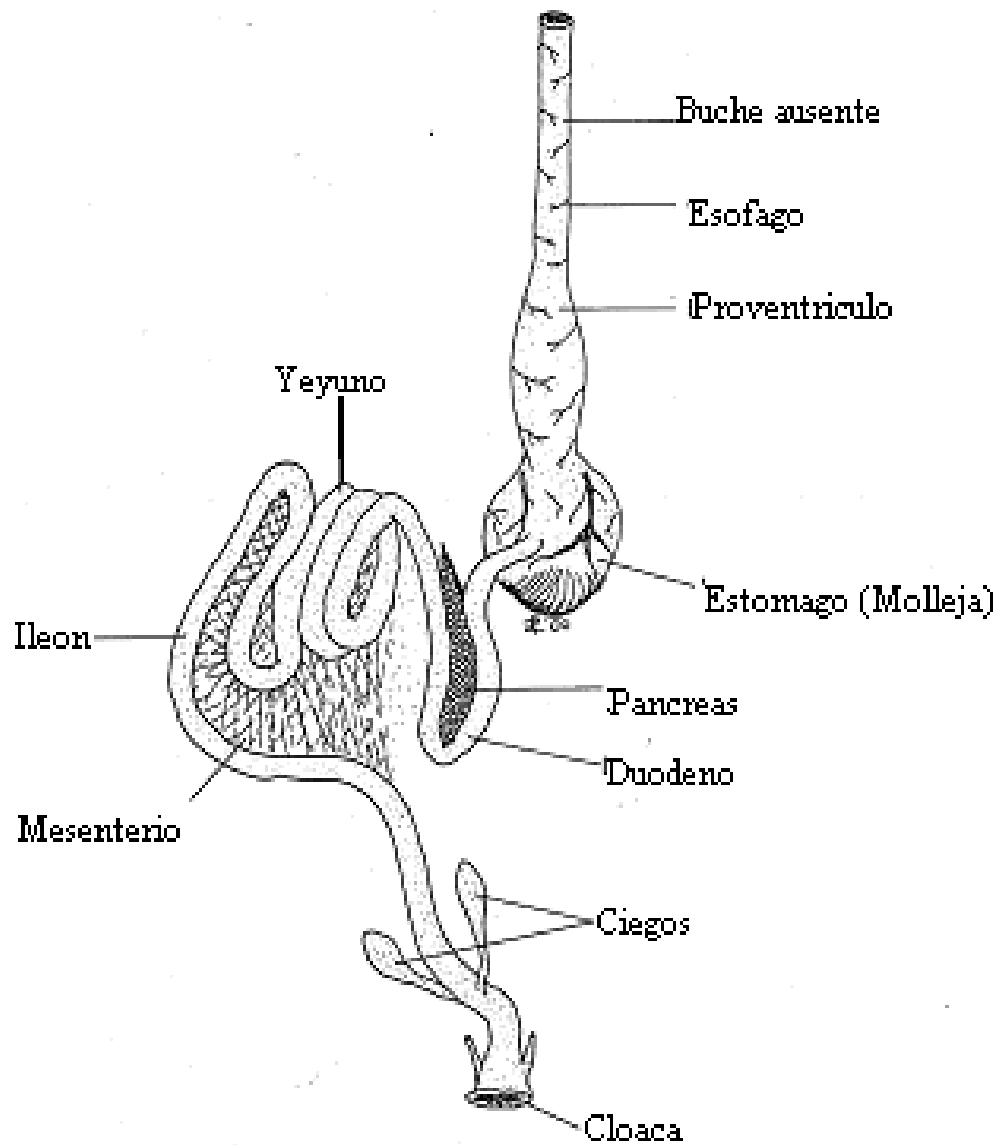


Fig. 9 Sistema Digestivo de un Strigiforme

Modificado de Heidenreich

Aparato Respiratorio

El aparato respiratorio de las aves presenta el sistema más complejo que posee un vertebrado para el intercambio de gas. Está formado por la cavidad nasal, faringe, laringe, tráquea, siringe, bronquios, bronquiolos, pulmones y sacos aéreos.

Se dice que la respiración de las aves es de dos ciclos, el aire que es inspirado en un ciclo no es eliminado hasta la espiración del segundo ciclo. Esto es porque el aire inspirado pasa durante el primer ciclo inspiratorio por el neopulmón y los sacos aéreos caudales. En la espiración el aire circula por el neopulmón y el paleopulmón. En la segunda inspiración el aire pasa a los sacos aéreos craneales y es en la espiración del segundo ciclo cuando se elimina al exterior.

Cavidad Nasal

La cavidad nasal se sitúa en la parte caudal de la valva superior del pico. Los orificios nasales marcan la entrada a la cavidad nasal y corresponden a la nariz. Presenta dos mitades similares, derecha e izquierda, dividida por un tabique nasal.

En cada una de las mitades se localizan tres conchas, la nasal rostral, la nasal media y la nasal caudal. La concha nasal media es la más grande y ayuda a la protección del medio ambiente. En el piso de la cavidad nasal está la coana, que corresponde a la apertura caudal de la cavidad nasal y marca el sitio de comunicación con la faringe.

Faringe

Es el punto de unión del tubo digestivo y de las vías respiratorias. Es un órgano difícil de delimitar (por eso se le llama bucofaringe).

Laringe

Este órgano conecta a la faringe con la tráquea y regula el paso del aire hacia esta última, impidiendo el paso de los alimentos. Está situada en el piso de la faringe (Fig. 10).

Tráquea

Es un órgano tubular cartilaginoso que comunica a la laringe con la siringe. Está formado por cartílagos circulares, que a diferencia de los mamíferos son completos, con la edad estos anillos se llegan a osificar. Este tubo conduce el aire que entra y sale de los pulmones (Fig. 10).

Siringe

Es el órgano de fonación en las aves y esta formado por los últimos 8 anillos traqueales y los primeros 4 anillos bronquiales. Se localiza a nivel de la bifurcación bronquial (Fig. 10).

Bronquios

Los bronquios parten de la siringe hacia el pulmón, dentro del cual se introducen y se denominan bronquios primarios antes de entrar al pulmón. Ya dentro del pulmón se llaman bronquios secundarios (Fig. 10).

Pulmón

Los pulmones están situados en la caja torácica, justo debajo de la columna vertebral. En el proceso respiratorio de las aves, el aire circula a través de los pulmones en una sola dirección. Algunos autores dividen al pulmón en 2: en paleopulmón y neopulmón.

El paleopulmón permite una circulación unidireccional continua de aire a través de su parabronquio, es considerado el área más primitiva (filogenéticamente) del pulmón del ave.

El neopulmón es poco desarrollado y se encuentra sobre los bordes dorsales y craneales del paleopulmón. El neopulmón esta poco desarrollado búhos. En la mayoría de las otras órdenes de aves esta muy bien desarrollado.

No se conoce totalmente la función fisiológica del neopulmón, excepto que el parabronquio parece más que una red como ocurre en el paleopulmón, una línea recta. Esta forma de red es la que permite la circulación unidireccional continua del aire en el neopulmón (Fig. 10).

Sacos aéreos

Son bolsas membranosas muy delgadas que actúan como fuelle durante la respiración

Un ave posee tres sacos aéreos a cada lado de su cuerpo y un conjunto de sacos más pequeños cerca del cuello. Uno de estos sacos anteriores está unido a los huesos de las alas. Los sacos aéreos almacenan aire y lo llevan a los pulmones.

Los sacos aéreos son saco aéreo cervical (1), saco aéreo clavicular (1), saco aéreo torácico craneal (2), saco aéreo torácico caudal (2) y el saco aéreo abdominal (2) (Fig. 10).

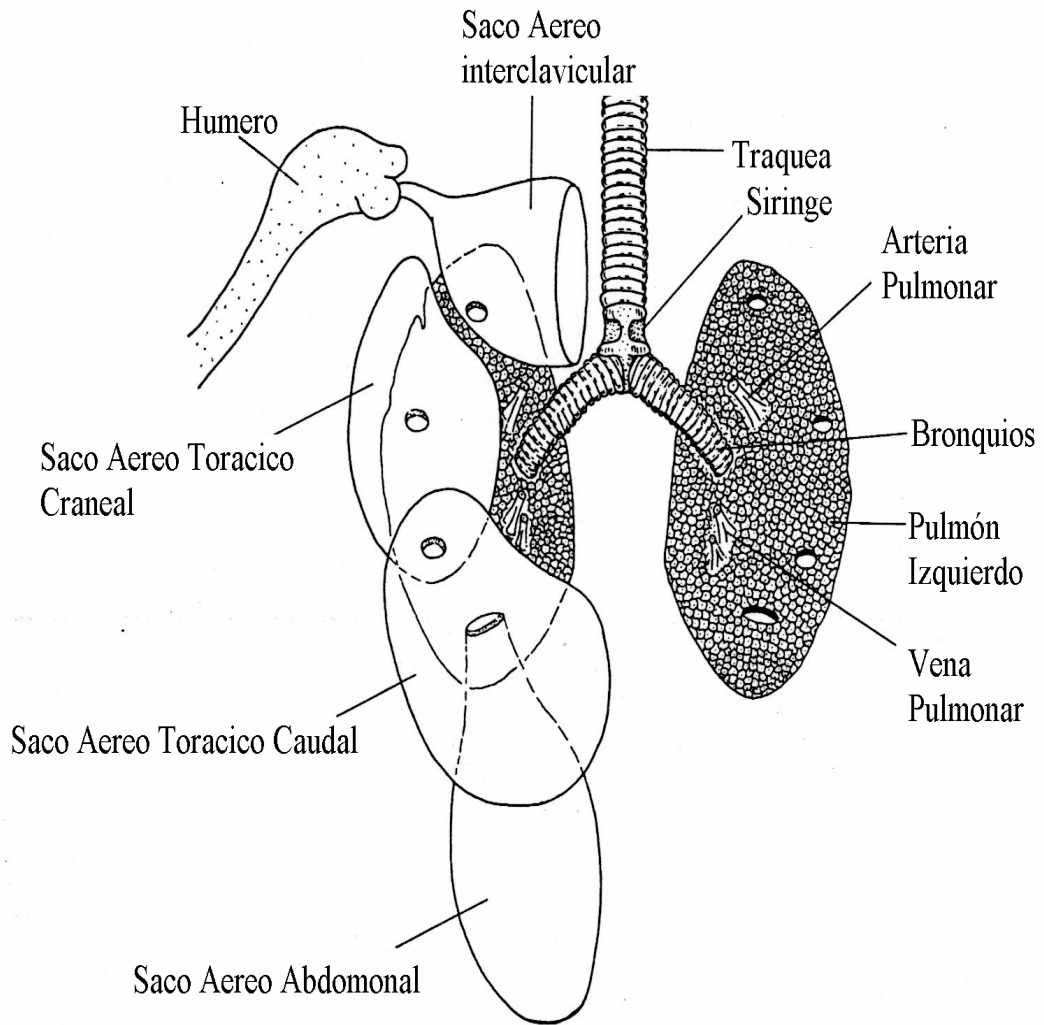


Fig. 10 Sistema Respiratorio

Modificado de Heidenreich

Sistema Cardiovascular

Corazón

Es un músculo hueco, al igual que los mamíferos posee cuatro cavidades 2 aurículas y dos ventrículos. Cuando un ave vuela su corazón late a menudo con frecuencias cercanas a las 500 pulsaciones por minuto.

Se diferencian de los mamíferos en lo siguiente: la valva atrioventricular derecha es de estructura muscular la cual no se encuentra en los mamíferos, y la valva atrioventricular izquierda posee tres cúspides (Fig. 11).

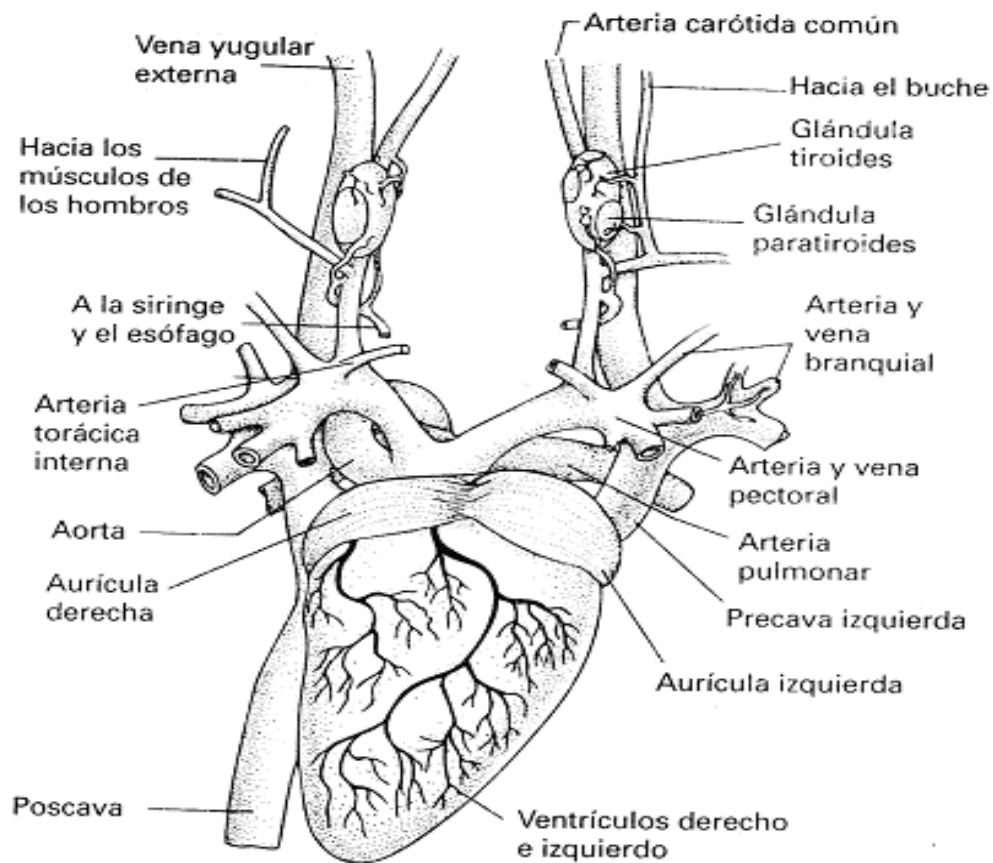


Fig. 11 Sistema Cardiovascular

Modificado de Kenneth

Sistema Linfático

Timo y Bolsa de Fabricio

El sistema inmune de las aves esta centrado en dos órganos, el timo y la bolsa de fabricio.

El timo consta de siete pares de lóbulos, se localizan bilateral a lo largo de la traquea, como una cadena de ganglios. Esta encargado de la inmunidad celular.

La bolsa de fabricio se localiza dorsal a la cloaca. Esta es una estructura exclusiva de las aves. (La medula ósea se identifica como el órgano que realiza funciones similares en el mamífero). Esta encargada de la inmunidad humoral.

Los linfocitos que pasan al timo son llamados células T, aquellos que pasan a la bolsa de fabricio son llamados células B. Los linfocitos también llegan a la médula ósea y al bazo, pero solamente después de su residencia en el timo o en la bolsa de fabricio. El timo y la bolsa de fabricio, solo se encuentran presentes en aves jóvenes ya que sufren una atrofia fisiológica alrededor de los 6 meses de edad.

Están ausentes los ganglios linfáticos.

Bazo

Es un órgano abdominal rojo oscuro, tiene función hemolítica, se localiza a la derecha entre pro-ventrículo y ventrículo.

Sistema Urogenital

Riñones

Los riñones se alojan a nivel del sinsacro. Son simétricos y de color rojo oscuro. Se extienden desde el borde caudal de los pulmones hasta el borde caudal del isquion (Fig. 7, 12). Se diferencian de los mamíferos, en que no poseen cápsula fibrosa, por lo tanto son más friables.

Sistema Porta-Renal

Es un sistema centrípeto del riñón que irriga a la totalidad del parénquima renal, la sangre que irriga el aparato digestivo y los miembros inferiores, es filtrada en el riñón y regresa al corazón. Por esta razón no es recomendable la administración de ningún medicamento en los miembros inferiores.

Uréter

Es un órgano tubular que conduce la orina desde el riñón hasta la cloaca (Fig. 7, 12).

Cloaca

Como ya se menciona en la cloaca desembocan los tractos digestivo, urinario y reproductor. Es por aquí donde se eliminan los excrementos (Fig. 6-9, 12).

Órganos Genitales

Masculino

Esta constituido por dos testículos, conductos deferentes y el órgano copulador.

Testículos

Los testículos, se localizan en la parte caudal de los pulmones, craneal a los riñones. Fuera del periodo de reproducción son pequeños, muy largos y de color anaranjado. En la época reproductiva aumentan de tamaño siendo el izquierdo un poco más grande que el derecho (Fig. 7).

Conducto Deferente

Son conductos muy sinuosos, va por la cara ventral del riñón, desembocan ventralmente a la cloaca en el urodeo.

Órgano Copulador

No presenta un pene similar al de los mamíferos, si no más bien un equivalente. Es rudimentario y entra en erección durante la copula.

Femenino

La anatomía y fisiología son básicas en todas especies. Presentan dos ovarios, uno izquierdo y uno derecho con sus respectivos oviductos, sin embargo el del lado derecho se encuentran mas o menos atrofiados.

Ovario

El ovario izquierdo es el funcional, ya que el derecho se encuentra atrofiado, en estado activo el ovario tiene el aspecto de un racimo grande de color amarillo (Fig. 12).

Oviducto

Es un tubo muscular, cuya extremidad craneal se abre en la cavidad abdominal próxima al ovario y en su extremo caudal desemboca en la cloaca.

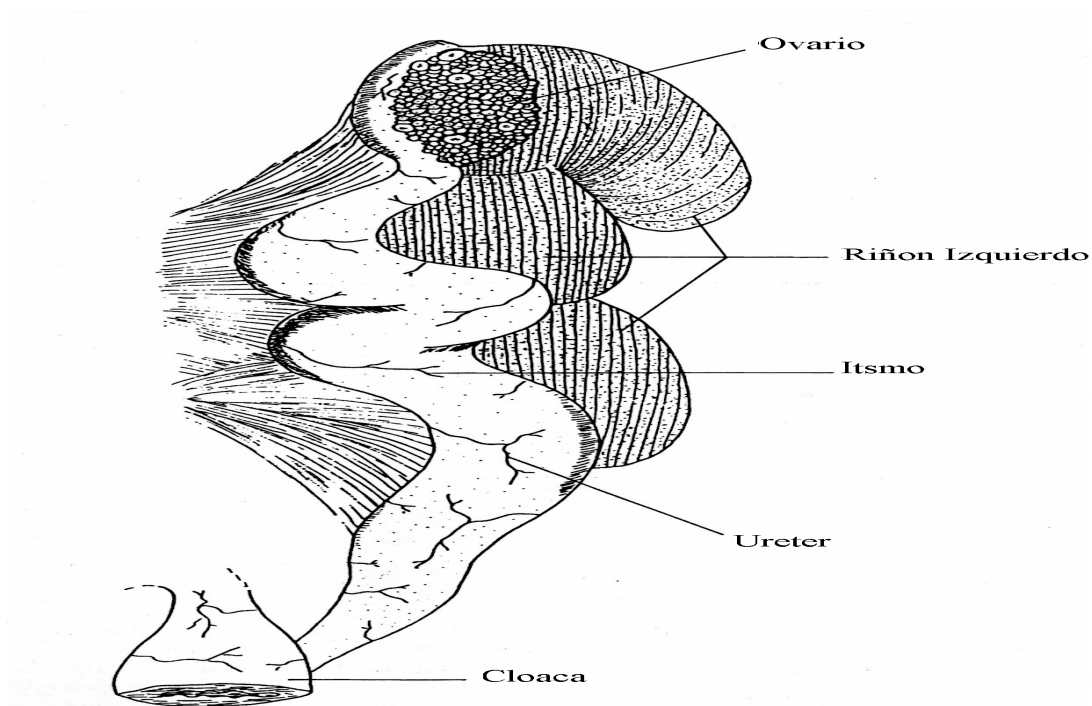


Fig. 12 Ovario y Oviducto Izquierdo

Modificado de Heidenreich

Sistema Nervioso

Encéfalo

Presenta una superficie lisa (carece de giros y surcos, presentes en los mamíferos). Es el motor de todos los sentidos. Esta formado por tres partes la parte posterior, que incluye el cerebelo, encargado del movimiento, controla el oído; la parte central controla la visión y el tacto; la parte anterior analiza los olores. Aquí se encuentra el centro de control del aprendizaje.

Órganos de los Sentidos

Visión

Los ojos de las rapaces son muy grandes y toman mucho espacio en el cráneo, en especial, aquéllas que son activas a la luz débil del alba y del atardecer, o las que viven en la profundidad de los bosques. Debido a que del exterior uno puede ver solamente la córnea y porque todo el globo ocular es recubierto en el cráneo, a veces se piensa que los ojos son muy pequeños.

Al igual que los seres humanos, las aves pueden percibir los colores. Esto se deduce tras observar el importante papel que el color del plumaje desempeña en sus vidas. Con unas pocas excepciones, los ojos de las aves se localizan a los lados de la cabeza y no en su parte delantera. Los ojos de los búhos están situados en el plano frontal de ésta, pero no pueden moverse en sus órbitas y, para mirar hacia los lados, el animal tiene que dirigir la cara hacia el objeto que le interesa. Incluso estas aves necesitan un poco de luz para poder ver. Los que cazan en una semi o total oscuridad, por ejemplo en cuevas utilizan el oído más que la vista. Por esta razón los ojos de estas especies son muy grandes, hondos y casi cilíndricos.

Las rapaces tienen el sentido de la vista muy desarrollado, mas que ningún otro vertebrado, algunas clases de águilas han demostradas, que pueden notar los movimientos de animales de presa a más de una milla. Por ejemplo las aves diurnas pueden percibir la luz ultravioleta.

Agudeza de la visión

La agudeza de la visión (la habilidad de percibir los detalles claramente) de rapaces diurnos, es hasta ocho veces mas que la mirada humana.

Algunas especies nocturnas con los hábitos diurnos, como por ejemplo, el búho pequeño, que está a menudo activo durante el día, tienen retinas y ojos similares a las rapaces diurnos; su habilidad de distinguir los colores es razonablemente buena aunque esto no lo use por la noche. Las rapaces nocturnas pueden ver en las condiciones de poca luz (100 veces más por debajo del mínimo requerido para que un humano pueda ver).

Oído

En la cavidad timpánica no están presentes el martillo y el yunque (que en las aves están representados por los huesos articular (parte de la mandíbula y por el hueso cuadrado respectivamente).

A diferencia de los mamíferos las aves no tienen pabellón auricular externo, excepto los buitres, algo poco común en las aves cuyos oídos siempre están escondidos debajo de las plumas.

Como para los búhos, el oído es un sentido esencial para la mayoría de las aves. Se comunican entre sí de diferentes maneras a través de voces y suelen reconocer a su pareja y a sus crías por el sonido más que por la vista. La mayoría de las aves oyen una escala de sonidos parecida a la que percibe el oído humano. Los búhos y algunas otras especies pueden oír notas demasiado graves para la escala de audición humana. Presentan asimetría en los oídos, disponiéndose uno mas alto que el otro de tal forma que pueden localizar con gran precisión el sonido que emite la presa y capturarlo, aún en la más completa oscuridad.

Olfato

Es poco desarrollado en aves, a excepción de algunos cóndores y zopilotes que presentan este sentido muy desarrollado.

Gusto

A diferencia de los mamíferos, las aves tienen pocas papilas gustativas en la lengua. La suposición ha sido que las aves, debido a que utilizan más el sentido de la vista para cazar, y debido a que engullen su comida, en vez de masticarla, tienen poco uso del sentido del olfato y del gusto.

Tacto

Aunque se ha estudiado poco, se sabe que las aves tienen sentido del tacto y que sus ojos son muy sensibles a él. Cuando se toca el globo ocular de un ave, se despliega un tercer párpado llamado membrana nictitante, que recorre la superficie ocular limpiándola de partículas de suciedad y de restos de comida. Esta membrana es transparente en parte y cubre los ojos de las aves nadadoras o buceadoras cuando están bajo el agua. (6, 16, 22, 24, 26, 30, 33, 45, 55, 59, 89, 95)

Tegumento Común

La piel de las aves es mucho más delgada y elástica que la de los mamíferos, la dermis también es muy delgada y contiene los folículos plumosos. La piel está cubierta por las plumas.

Plumas

Las plumas son estructuras epidérmicas especializadas, constituidas principalmente por proteínas. Son una característica única de las aves, se clasifican en:

Plumas de contorno

Cubren el cuerpo del ave produciendo el contorno típico del ave (Fig. 13).

Plumón

Plumas de raquis corto, se localizan por debajo de las anteriores, realizando la función de capa aislante del frío y agua (Fig. 13).

Plumas remeras

Son las plumas de las alas las cuales se clasifican en:

Primarias

Son las plumas de vuelo de mayor tamaño. Están ancladas a los huesos situados en el extremo exterior del ala, y proporcionan la mayor parte del empuje durante el vuelo. El número de plumas primarias varía entre especies pero generalmente son 11 (Fig. 13).

Secundarias

Cualquiera de las plumas de vuelo que parten del cubito, su número puede variar entre 6-40.

Plumas timoneras

Estas son las plumas de la cola. Son utilizadas para frenar y controlar el rumbo, frena con la cola extendida hacia atrás, como un abanico, lo que crea resistencia al aire. La mayoría de las aves tienen 12 plumas en la cola.

Vibrisas

Son plumas especializadas, situadas alrededor de los ojos, narinas y pico de ciertas aves, se dice que ayuda en la percepción. (24, 30, 33, 45)

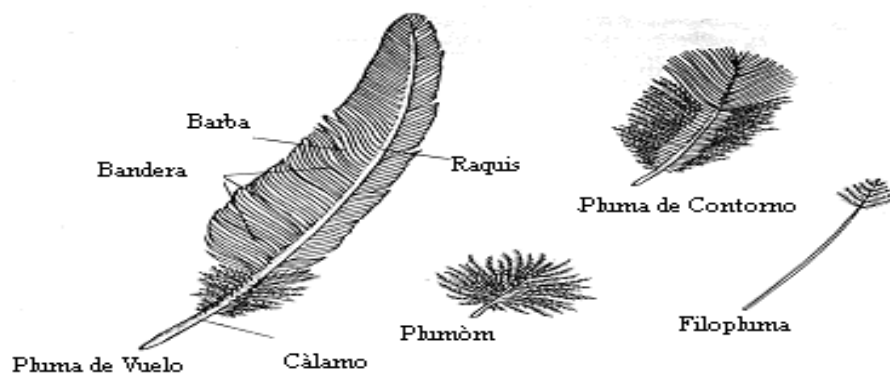


Fig. 13 Tipos de Plumas

Tomado de Kenneth

Cabeza

Las rapaces detectan a sus presas mediante la vista, sus grandes ojos están orientados hacia el frente y son capaces de distinguir pequeños objetos a distancias considerables. No utilizan el pico para capturar a su presa sino para desgarrar la carne. Algunas aves presentan una cresta o penacho.

En algunas rapaces nocturnas se presenta este penacho, da la apariencia de ser la oreja de los búhos pero solo se trata de plumas ornamentales. Los búhos presentan cara aplanada, mientras que las rapaces diurnas presentan una forma alargada. (24, 29, 30)

Patas

Los tarsos están cubiertos por hileras de escamas epidérmicas, la longitud y fuerza de los cuatro dedos y sus uñas varía entre las especies según el tipo de alimento, la uña del dedo posterior es como regla la de mayor tamaño. La anchura de las garras es importante para agarrar presas.

Las patas en los búhos tienen garras afiladas y dedos cubiertos de plumas. Las largas garras sujetan y matan a la presa, y las patas emplumadas permiten que los búhos se lancen silenciosamente sobre su presa. (26, 45)

Constantes Fisiológicas

Temperatura cloacal

La temperatura corporal en rapaces se toma al igual que en las demás aves en la cloaca, sus rangos van de 39.5 hasta 41.2° C, pero esto puede variar dependiendo de la actividad del animal. Es inversamente proporcional a la talla por ejemplo la temperatura promedio en los buitres es de 39.5° C mientras que en los cernícalos el promedio es de 41° C. Un salto en la temperatura corporal por la noche es un rasgo fisiológico reconocido de ciertos búhos.

Frecuencia cardiaca

Puede ir de 91 latidos por minuto en un ave en descanso, hasta 300 latidos por minuto. En un ave que se encuentra volando o acaba de aterrizar la frecuencia puede aumentar hasta 660/min. También varía con respecto al tamaño del ave (Tabla 14).

Frecuencia respiratoria

Varía desde 9 respiraciones por minuto hasta más de 50 respiraciones por minuto (Tabla 14).

Peso

Encontramos aves como el halcón peregrino (*Falco peregrinus*) que pesan entre 650-990 g. mientras que en el caso del cóndor de California (*Gymnogyps californianus*) la hembra puede pesar hasta 14 Kg. (33, 55, 78)

Longevidad

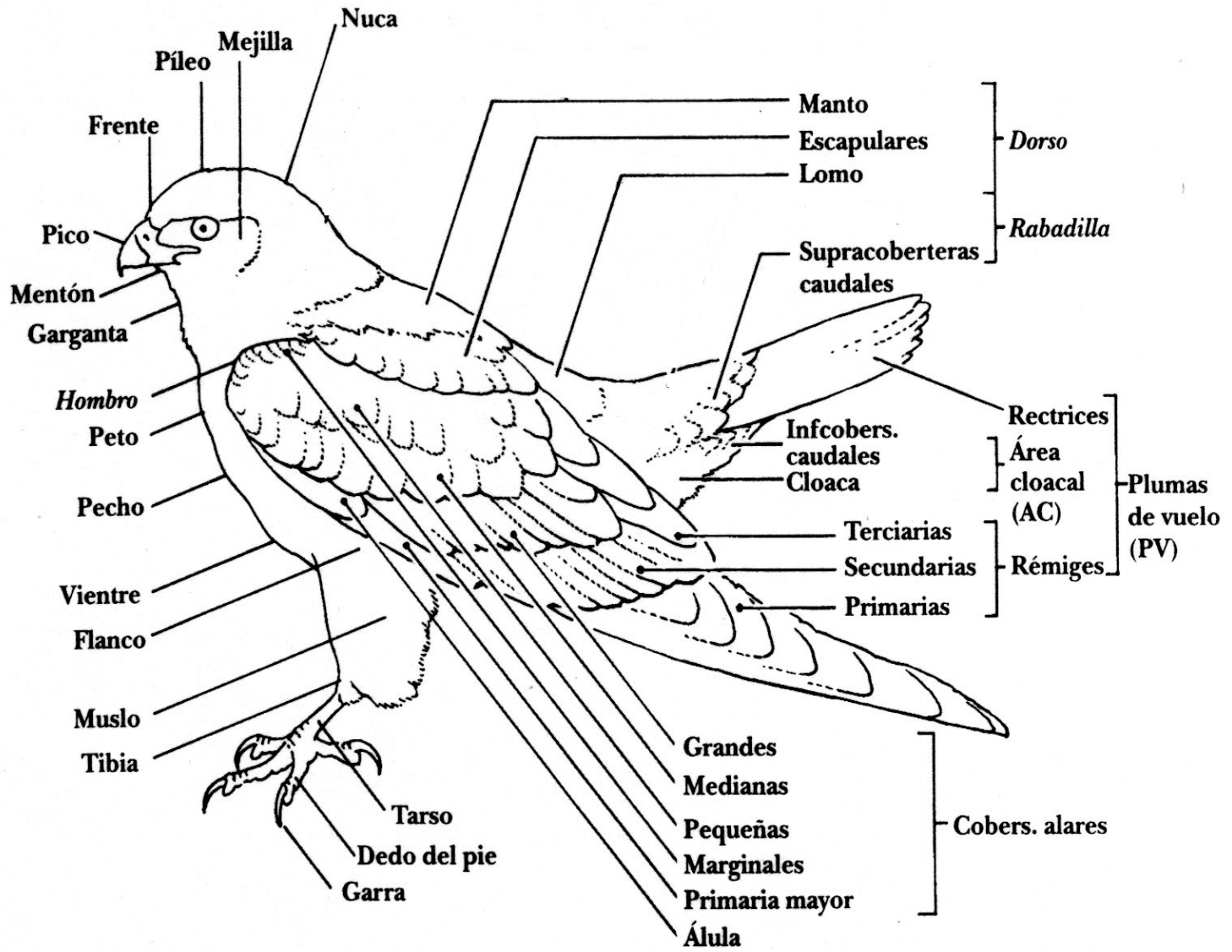
Se sabe poco sobre la longevidad de las aves de presa, los registros más confiables son los que existen en los zoológicos, en general, los halcones viven aproximadamente 15 años, los milanos viven de 20 a 40 años, mientras que se tienen registros de buitres y águilas que han vivido ocasionalmente entre 40 a 55 años. (83)

Peso	Frecuencia Cardíaca en Reposo	Frecuencia Cardíaca Bajo Manipulación	Frecuencia Respiratoria en Reposo	Frecuencia Respiratoria Bajo Manipulación
100 g	206	500-600	40-52	60-80
200 g	178	300-500	35-50	55-65
300 g	163	250-400	30-45	50-60
400 g	154	200-350	25-30	40-60
500 g	147	160-300	20-30	30-50
1 Kg	127	150-350	15-20	25-40
1.5 Kg	117	120-200	20-32	25-30
2 Kg	110	110-175	19-28	20-30
5 Kg	91	105-160	18-25	20-30

Tabla 14

Modificada de Ritchie B.W.

Fig. 14 Topografía de una Rapaz en Reposo
Modificado de Ferguson



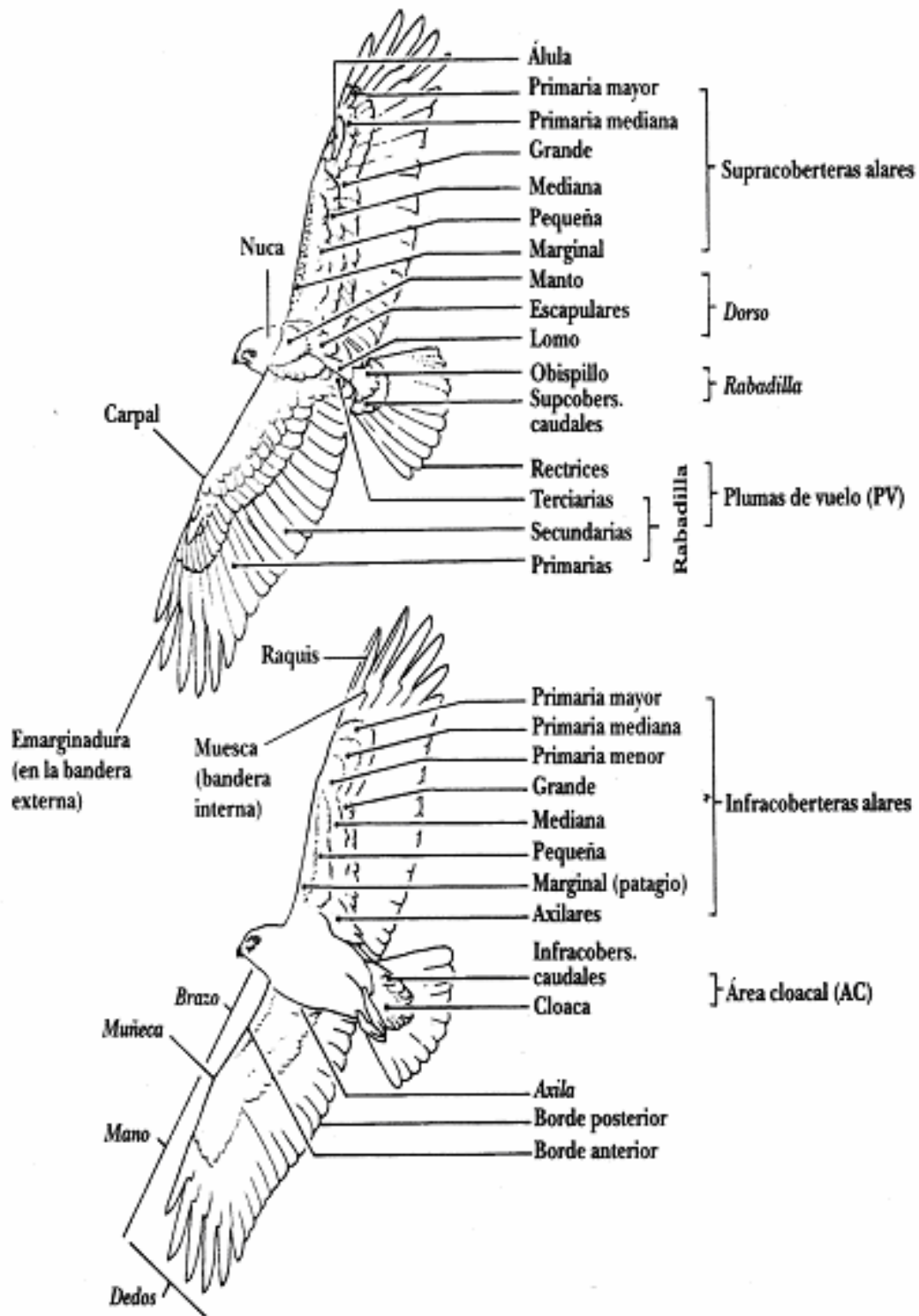


Fig. 15 Topografía de una Rapaz en Vuelo

Modificado de Ferguson

NUTRICIÓN

Las aves rapaces son carnívoras, una correcta alimentación es fundamental para que los animales estén en un buen estado de salud. Es una parte importante puesto que cada animal necesita una dieta específica que debe parecerse lo más posible a la que consumen en libertad.

En libertad la mayoría de las rapaces comen cada vez que se les presenta la oportunidad, y de ese modo comen cualquier cosa que haya disponible. Por esta razón es difícil proporcionar una dieta correcta a aves mantenidas en cautiverio, ya que no pueden escoger el tipo de comida.

Es por esto, que al formular dietas para animales en cautiverio, se debe utilizar información sobre el sistema digestivo, composición de los nutrientes del alimento y los requisitos de nutrientes específicos en cada especie.

Se debe de servir una sola vez al día, en el caso de tener varios animales, el alimento se divide en varias porciones para evitar agresiones. La comida de un animal debe ser lo mas variada posible, con la calidad nutritiva requerida y en una cantidad adecuada, puesto que tanto la delgadez como la obesidad extrema, pueden llevar a problemas de salud. No se debe olvidar la importancia que tiene la comida para manejar y controlar a los animales, ya que es fácil para capturarlos por medio de la comida. (1, 32, 38, 49, 78 ,80 82, 89)

Pocos estudios controlados han sido dirigidos para tasar los requisitos nutritivos de aves salvajes. Debido a que la mayoría de los estudios nutritivos han sido realizados en otras especies, se debe experimentar extrapolando estas conclusiones a aves.

Una forma para extrapolar esto sería antes que otra cosa determinar cual es la dieta que se esta proporcionando, para esto es necesario qué se apunte en una tarjeta la dieta que se le proporciona exactamente, es decir que se está poniendo sobre los comederos

(alimento vivo, suplementación de vitamina y la dieta básica). También apuntar en esta tabla la cantidad de alimento desperdiciado, hay que pesar cuidadosamente la comida antes de colocarla en los comederos y después de retirarla.

Los problemas nutricionales son bastante comunes en medicina aviar, se ha observado que casi el 85 % de las aves enfermas, directa ó indirectamente tienen como denominador común una nutrición no balanceada, lo que es debido a la falta de información sobre cual es una alimentación balanceada para cada especie. (1, 29, 38, 46, 49, 82)

Consumo de Comida

Las aves rapaces son carnívoras. Una dieta inapropiada es crítica a su salud y bienestar. Una dieta, la cual carezca de carne y huesos, traerá como consecuencia una enfermedad ósea metabólica, en el cual las aves presentaran un crecimiento deficiente, una desmineralización rápida y progresiva de los huesos, donde las aves pueden presentar signos que van desde un leve arqueado de las piernas, rotación longitudinal de las patas inferiores, hasta múltiples fracturas, es por eso que se les debe proporcionar una dieta a base de pollo, roedores, conejos, codornices y palomas.

Su alimentación en vida libre consta de aves pequeñas, pescados, reptiles, moluscos, insectos, lagomorfos y mamíferos pequeños. Las aves rapaces tienen un papel importante en el control de roedores.

Una dieta natural es siempre preferida. Los halcones prefieren codornices y pollo, las águilas pescadoras requieren peces, las águilas calvas reciben una mezcla de pescado, roedores, y carne de otras aves, la mayoría de los búhos prefieren roedores, mientras que las aves más pequeñas consumen insectos generalmente grillos y tenebrios. En tiendas de mascotas podemos encontrar una gran variedad de alimento como son: pollitos, pollos, codornices, palomas, conejo, liebre, ratas, ratones, hámsters, cobayos, etc. La dieta a ofrecer a nuestras aves dependerá de la disponibilidad de estos alimentos.

No se recomiendan las dietas monotípicas (un solo ingrediente) ya que en estudios se han detectado deficiencias de algunos minerales en rapaces que son alimentadas con una dieta basada exclusivamente en ratas, esto no implica que se tengan que proporcionar varios tipos de alimento de una sola vez, ya que esto podría ocasionar una ingesta selectiva por parte del ave, ocasionando un desperdicio de alimento, por lo tanto se deberán variar los alimentos en diferentes días. (20)

Algunos autores recomiendan la evisceración para la prevención de enfermedades, sin embargo el hígado de un animal almacena alrededor del 90% de los contenidos de vitamina A de todo el cuerpo, así como otras muchas vitaminas. (15, 25)

La mayoría de las aves rapaces cautivas son mantenidas con dietas a base de ratones, ratas, carne cruda, pescado o pollo picado. Los pollitos y roedores inmaduros no tienen los suficientes minerales en sus huesos para proveer niveles de calcio suficientes. El calcio debe ser complementado cuando se da de comer a los polluelos de las rapaces.

Se debe tomar en cuenta que no todas las presas vivas son óptimas para el consumo del ave, se deben descartar a aquellas que presenten algún signo clínico que denote alguna enfermedad. Las aves siempre deberán consumir un poco de pelo o plumas, huesos así como la ingesta de pequeñas piedrecillas, estos residuos no digeridos en el estómago son expulsados al exterior en forma de una pastilla llamada egagrópila, a través del tubo digestivo por la boca y, para prevenir cualquier daño, estas estructuras duras se ven recubiertas por pelo, piel, plumas o materia vegetal, el estudio de su contenido resulta útil, entre otras cosas, para conocer el régimen alimenticio de las aves. Un ave normalmente producirá una egagrópila, de 8- 16 horas después de la comida. Las aves no pueden volver a comer hasta que no hayan arrojado la egagrópila.

A veces se prefiere el alimento congelado para reducir la transmisión de enfermedades, sin embargo debido a que las aves de presa obtienen la mayoría de la ingesta de agua de su alimento, el congelar el alimento por periodos largos reduce su nivel de humedad. Por lo que deben estar cubiertos, para reducir la pérdida de humedad, y no se recomienda congelarlo

por más de 3 meses. Como norma general, las aves necesitan 50 ml/kg de su peso corporal de agua diaria.

Las aves rapaces comen aproximadamente entre un 6% - 20% de su peso corporal. Dependiendo de su tamaño, por ejemplo las aves pequeñas pueden comer un 20% de su peso corporal, mientras que especies mas grandes pueden sobrevivir consumiendo solo un 6% de su peso corporal. (20, 38, 46)

El consumo de alimento depende de su edad, si está en condiciones de reproducción, la época de año (el clima frío requiere más energía y por eso el consumo de alimento es mayor que con el clima calido). Es importante conocer los valores nutricionales, que estos alimentos nos proporcionan (Tabla 15). Pesarse regularmente a las aves, es un buen medio para evaluar el consumo de alimento.

Las aves rapaces necesitan el acceso a la luz del sol para metabolizar vitamina D, si estos no tienen acceso a la luz solar se debe suplementar con vitamina D, como un suplemento nutritivo. (1, 29, 33, 38, 46, 49)

Tipo de Alimentación en Cautiverio

Hay una gran variedad de carne disponible para la alimentación de aves rapaces, y uno debe aprovecharlos en los intereses de proporcionar una dieta variada. Sin embargo, algunas de estas carnes, podrían plantear un riesgo en relación con la contaminación o salud de los animales. Por lo tanto, la selección de comida debe estar basada en los siguientes criterios de calidad. (38)

Pollo

Desde el punto de vista nutricional, los pollitos de un día de edad, son como dieta principal, ideal para la mayoría de las aves de presa, el inconveniente en nuestro país es que no se encuentran granjas avícolas tan cerca para poder proporcionarlos diariamente. Debido a que

estos pollitos salen del cascarón de huevos relativamente estériles, y son sacrificados inmediatamente, se pueden considerar libres de agentes patógenos potenciales.

Este tipo de carne es en general bien aceptada por las aves, las rapaces acostumbradas a ellos puede ser renuentes a comer otro tipo de alimento. La carne de pollo provee una buena dieta básica pero debe ser complementada con los otros tipos de carne ocasionalmente. (38)

Palomas

La carne de paloma puede ser utilizada para alimentar aves de presa, les resulta muy palatable y tiene un buen valor nutricional, puede ser usada en la rehabilitación de aves debilitadas o enfermas.

Sin embargo, la alimentación con palomas tiene un riesgo. Varias de las enfermedades de las palomas pueden ser transmitidas a las aves de presa. Esto incluye la tricomoniasis, tuberculosis, paramixovirus y posiblemente el herpesvirus. Una infección temprana o latente en las palomas no es a menudo reconocida. Es por eso que las palomas se deben adquirir con un criador que tenga altos estándares de calidad, o criarlas uno mismo.

Las palomas deben ser dadas como alimento inmediatamente después de matarlas. La muerte por la decapitación debe ser evitada para impedir salida de sangre fuera del cadáver del animal. La sangre es una fuente valiosa de nutrientes que debe estar disponible para el ave.

Las aves rapaces, matan a sus víctimas cortando de un mordisco la espina dorsal de su presa. Las palomas pueden ser matadas humanitariamente desnucándolas antes de ofrecerlas al ave. Esto resulta en una muerte rápida y sin dolor. (38)

Codorniz

Las codornices utilizadas son criadas comercialmente en grandes cantidades para el consumo humano. Sin embargo en ocasiones se proporcionan como alimento a las aves rapaces codornices viejas o enfermas que no son aptas para el consumo humano, estas codornices viejas, generalmente se proporcionan cuando alcanzan un peso de 225 – 280 g aproximadamente a las 8 semanas de edad, que proporcionarían menor cantidad de nutrientes que aves más jóvenes, por lo tanto no son tan buenas para la alimentación como algunos cetreros creen.

En general las aves más viejas de cualquier tipo son potencialmente peligrosas a la salud de las rapaces. Si provienen de la producción de aves de engorda es seguro que contienen una carga adicional de varias drogas, generalmente antibióticos y coccidiostatos. La exposición a estos compuestos puede crear inmunidad a ciertos microorganismos en las rapaces, por lo tanto, complica una futura terapia médica potencial para las aves rapaces. (38)

Subproductos de Procesamiento de Carne de Ave

Es la comida menos costosa, pero también es la más peligrosa para aves de presa se trata de carne de desecho de las aves de engorda (vísceras). Debido a que las vísceras son desechadas inmediatamente, solamente la cabeza y el pescuezo pueden ser consideradas como comida.

Normalmente las aves de engorda son sacrificadas sumergiendo su cabeza en una tina de agua donde el animal es dejado sin sentido mediante un choque de eléctrico poderoso. El agua en este baño se hace una fuente de contaminación bacteriana rápidamente.

Esto ocasiona que las aves de engorda produzcan secreciones que se acumulan en las vías aéreas altas, por lo tanto, contaminan seriamente la cabeza y el cuello, esto representa un peligro ya que serán consumidas por las aves de presa.

Además una variedad de agentes patógenos potenciales de las rapaces como son *Chlamydia* y *Pasteurella*, están presentes a menudo de forma latente, en los senos nasales de las aves de engorda y pueden ser fácilmente transmitidas por el consumo de esta carne.

Los subproductos del procesamiento de carne de ave por lo tanto, constituyen un riesgo importante y no deben ser usados como alimento para aves rapaces. (38)

Pequeños Roedores (Ratas, Ratones, Hámster y Cobayos)

En la primera situación, es importante confirmar que los animales vienen solamente de grupos de control sin tratar y no de grupos experimentales potencialmente peligrosos.

La segunda opción, tiene la ventaja de que no hay ninguna enfermedad conocida que puedan transmitir a las rapaces. Además esta dieta permite al ave consumir todos los órganos internos del roedor y es posiblemente la dieta más equilibrada y natural.

Los roedores más viejos, tienen la desventaja de que su piel, es más gruesa y dificulta que aves de presa más pequeñas la puedan traspasar. Los roedores pequeños pueden ser matados humanitariamente por dislocación del cuello, o golpeando su cráneo bruscamente contra una superficie firme como el borde de una mesa. El sangrado externo también debe ser evitado en estos animales, el inconveniente de los hámsters y cobayos, es que se consideran mascotas, por lo tanto se incrementa su precio. (38)

Conejos y Liebres

Estos dos animales difieren considerablemente en el valor de nutricional. La carne de las liebres es más rica en calorías que la carne de conejos. El tamaño de los conejos y las liebres implica que las aves de presa más pequeñas pueden consumir solamente partes del cadáver de animal.

La desventaja es que el ave no se beneficiará de todos los nutrientes que le pueden proporcionar este tipo de animales. Estas especies son más adecuadas para rapaces más

grandes La alimentación con animales salvajes matados con escopetas debe ser evitada debido al riesgo de la intoxicación por plomo. (38)

Carne de Animales Grandes (Bovinos, Ovinos, Caprinos y Equinos)

Los subproductos de mataderos de animales grandes pueden ser considerados como comida solamente para buitres. La carne de caballo es reportada para prevenir la gota en aves de presa. La alimentación con carne de carnero, se lleva a cabo en ocasiones en países árabes.

(38)

Peces

Esta justificado el uso de peces en la dieta de algunas especies como el águila pescadora *Pandion haliaetus*, se debe considerar que los peces son especialmente propensos a la descomposición, por lo tanto se debe tratar de proporcionarlos frescos.

Los baldes o tazones donde se transportan los peces pueden tener agua que resulta de descongelar a los peces, el agua actúa como un medio ideal para la proliferación de bacterias como *Clostridium*. Las toxinas mortales producidas por estas bacterias pueden contaminar al pescado.

Debido a que estas bacterias tienen requisitos de temperatura especiales y prefieren las condiciones de anaerobiosis, el descongelar del pescado, se debe hacer sobre rejillas abiertas o en la corriente del agua.

Los peces de mar contienen la enzima tiaminasa que desactiva la tiamina o vitamina B₁ dentro del cuerpo de las aves, por lo tanto la alimentación excesiva de peces provenientes del mar puede resultar en una deficiencia clínica de tiamina. (38)

Dietas Comerciales

En algunos Zoológicos de Norte América, las aves de presa son alimentadas con dietas comerciales. Estas dietas generalmente vienen en presentación de 2 Kg. La compañía Hill's, ha estado fabricando una dieta comercial para aves de presa durante varios años. La

“Zupreem Birds of Prey Diet” esta hecha a base de carne de caballo, hígado de pollo, pescado, huevo deshidratado adicionada con vitaminas y minerales.

Su composición nutritiva es la siguiente, proteína 18 %, grasa 5 %, fibra 0.5%, 40 % de materia seca y un 60 % de humedad.

Existe otra dieta comercial, fabricada por la compañía Spectrum (Bird of Prey Diet) al igual que la anterior es una buena alimentación a corto plazo, sin embargo la recomendación es que éste tipo de dietas no sea el único tipo de comida.

Hay poca información respecto a la conveniencia de este tipo de dietas. El consumo de esta comida por aves de presa no puede reemplazar el consumir sangre y animales recientemente sacrificados y debe ser rechazado como una dieta normal. Una dieta natural siempre es preferida. (29, 38)

Proteína, Grasa, Energía Metabolizable y Contenido Mineral de Varios Alimentos

Alimento	Proteína Total (g/Kg. MS*)	Grasa (g/Kg.MS*)	Calcio (g/Kg.MS*)	Fósforo (g/Kg.MS*)	Energía (Kcal. /Kg.)
Liebre	199	71	31	16.2	1243
Paloma	181	76	37	16.6	1228
Rata	216	75	20.6	14.8	1926
Carne de Res	207	57	0.3	6.6	1149
Pollitos (1 Día)	151	43	15.5	14.9	850

* Materia seca.

Tabla 15

Modificado de Heidenreich

MEDICINA PREVENTIVA

Son todas aquellas practicas que se llevan a cabo para evitar o prevenir enfermedades. Los Programas de Medicina Preventiva permiten mejorar y evaluar la condición de salud de los ejemplares de la colección, estos incluyen prácticas de inmunización y desparasitación, proveer una adecuada nutrición, y minimizar la exposición de los ejemplares a los agentes causantes de enfermedad, así como disminuir en lo posible el estrés de los ejemplares, proveer enriquecimiento ambiental, proporcionar condiciones adecuadas ambientales en sus albergues, obtención de muestras sanguíneas etc. La prioridad más alta debe ser el bienestar del ave siempre. (23, 33, 38)

Cuarentena

La cuarentena es un componente básico en programas de medicina preventiva. Es un paso fundamental en la prevención de la extensión de la enfermedad en una colección de animal. Las aves nuevas que entran a la colección sin la planificación previa, pueden provenir de la donación o como consecuencia del decomiso o del comercio ilegal. Es por eso que todo animal nuevo debe ser sometido a un periodo de cuarentena que varia de 30-60 días. Dentro de las actividades que se realizan durante el periodo de cuarentena a los animales están: el examen físico, también se obtienen muestras de heces para la realización de exámenes coproparasitológicos, muestras sanguíneas, se buscan ectoparásitos; lesiones aparentes, vacunación dependiendo la especie y desparasitación, esto se hace forma rutinaria, además de la identificación con microchip ó tatuaje.

Se debe evitar la entrada de enfermedades que pudieran en cierto momento dañar la colección y llegar a producir una epizootia dentro de la misma, así como reducir el riesgo de enfermedades zoonóticas para el personal que labora con la colección.

También es importante que durante la estancia de los ejemplares en el área de cuarentena, se les proporcione el espacio suficiente en un albergue adecuado que reúna las

características mínimas necesarias para la especie en cuestión. Es mejor prevenir la enfermedad que curarla en las aves de presa y esto se realiza como rutina. La higiene es una parte importante para prevenir la enfermedad, por eso es importante usar materiales para construir la pajarera, que sean fáciles de limpiar incluyendo el nido.

El equipo para alimentar y limpiar a animales en cuarentena, debe ser usado solamente con estos animales. Si esto no es posible, el equipo debe ser limpiado con un desinfectante apropiado. Deben tomarse precauciones para minimizar el riesgo de la exposición a otras secciones por parte del personal de cuarentena, estas precauciones deben incluir el uso de tapetes sanitarios, protección apropiada como son guantes y máscaras. (7, 23, 33, 58, 91)

Diseño de Instalaciones

Desde el punto de vista de la prevención de enfermedades cabe destacar los siguientes puntos:

- Debe existir un lugar donde las aves puedan resguardarse.
- Evitarse los materiales tóxicos.
- Todos los materiales de la jaula deben ser fáciles de limpiar.
- Se deben considerar el tamaño de la jaula, espacio disponible, ventilación, orientación piso, etc. (33)

Aviarios

Cuando hablamos de instalaciones, no debemos de perder de vista que no existen reglas estrictas que nos limiten a ciertas dimensiones, materiales, diseños, etc. Sin embargo, debemos siempre considerar algunos puntos básicos para el diseño y construcción de cualquier tipo de cámara ya sea de reproducción ó tan solo de vuelo. Deben estar cercados, ocasionalmente pueden ser muy grandes, son hechos de malla para facilitar la visualización (Fig. 16).

Los aviarios deben tener una puerta doble de seguridad para evitar fugas, deben tener un área techada, para proteger a las aves de las corrientes de viento, estos espacios también pueden servir como nidos. Estas áreas pueden tener un sustrato de viruta ya sea de cedro o de pino, este permite llevar a cabo los comportamientos naturales del ave, como son el baño de polvo para evitar las picaduras de los insectos, la construcción de nidos y además dicho sustrato ayuda prevenir los problemas pies, se recomienda reemplazar el sustrato cada 3-4 semanas. Se recomiendan aviarios redondos en donde no existan ángulos para evitar que se dañen las aves.

El techo puede ser de láminas de fibra de vidrio, cemento, teja, colado de cemento, etc. un punto importante es que no permita el paso de los rayos solares y del agua, siendo muy importante que no irradie calor hacia el interior de la cámara, principalmente en el área del nido; debe presentar un declive del 5% como mínimo y que conduzca el agua hacia el exterior de la cámara Fig. 16). Los pisos deberán estar constituidos de una mezcla de grava, arena y tierra, la intención de este tipo de superficie es la del crecimiento de microorganismos que aceleren la descomposición de los desechos y heces que caen sobre el, además de reducir olores. (8, 15, 33, 38)



Fig. 16 Instalaciones de un Aviario

Accesorios de pajarera

La mayoría del espacio dentro de la jaula de vuelo debe estar libre de perchas y obstáculos para maximizar las oportunidades para el vuelo. De igual manera, deben ser colocadas plataformas elevadas para colocar el alimento y el agua. Estas plataformas serán colocadas sobre una superficie elevada a 40 cm. del piso, y nunca debajo de las perchas para evitar que defequen en el alimento o en el agua, deben ser lo suficientemente amplias para permitir que el ave aterrice sobre ellas cómodamente. Aunque algunas especies como los *Falconiformes*, casi nunca beben agua, cada pajarera debe tener siempre disponible agua potable.

Los recipientes de agua deben estar hechos de plástico o acero inoxidable, para que sean fáciles de limpiar con un diámetro de 60 cm. y de 8-15 cm. de profundidad serán suficientes para la mayoría de las especies, esta les servirá para tomar agua y bañarse, ya que a muchas aves rapaces les gusta bañarse y no solamente tomar agua. También se deberá contar con un área para integrar a un nuevo ejemplar y evitar agresiones.

Otro accesorio importante son las perchas, se pueden cubrir las perchas y las superficies para que se posen las aves, con materiales de diferentes texturas que absorban el impacto del aterrizaje, entre estos materiales tenemos el Astro Turf, la fibra de coco, corcho, cuero, la cuerda de ixtle y henequén, ramas de diferentes diámetros y texturas, etc. Las ramas naturales son las mejores, por la facilidad en que pueden ser reemplazadas. Las perchas deben ser de diversos grosores y tamaños, la circunferencia de la percha no debe permitir que las garras del ave se toquen por debajo de la percha, por el contrario si es demasiado gruesa los dedos estarán demasiado separados, el ave hará excesiva fuerza para sujetarse y por consecuencia presentara dolor. Lo correcto es un diámetro tal que las patas abarquen la totalidad de la percha sin que sus dedos se unan. Este se obtiene midiendo el pie extendido.

Todo lo anterior es para evitar las abrasiones y además permite que se ejerciten las patas, permitiendo una buena circulación en toda la superficie de las patas. Tampoco pondremos unas perchas sobre otras si no queremos que los excrementos vayan a caer directamente sobre las aves que descansan en las perchas de abajo. (6, 15, 33, 38, 75)

Tamaños Mínimos Para Pajareras de Rapaces

La sobrepoblación puede ser una amenaza frecuente para la presentación de enfermedades, es por eso que cada especie tiene requisitos especiales en relación con la jaula en la que va a ser alojada. Generalmente se recomienda el uso de pajareras muy grandes. Sin embargo el concepto entre mas grande es mejor no podría ser aplicado a todas las aves. Por ejemplo en especies pequeñas como el Cernícalo americano (*Falco sparverius*), que puede conseguir velocidades de vuelo rápidas en distancias relativamente cortas, se puede presentar una lesión al impactarse con las paredes o la malla de la jaula. Las diferencias individuales también deben ser tenidas en cuenta. Existen algunas dimensiones por especie, sin embargo no deben tomarse como una regla forzosa. Lo más importante a tomar en cuenta es la de cubrir las necesidades para el vuelo, y esto siempre nos ayudara a la prevención de lesiones. (7, 38)

A continuación se mencionan algunas dimensiones mínimas por parejas, de aves rapaces.

Genero	Largo	Alto	Ancho	Abertura de la Malla
Cernícalo Americano <i>Falco sparverius</i>	3 m	2 m	2 m	05 cm.
Halcón Cola Roja <i>Buteo jamaicensis</i>	5 m	2.5 m	3 m	2 cm.
Halcón Peregrino <i>Falco peregrinus</i>	6-8 m	3 m	3 m	1-1.5 cm.

Tabla 16

Modificado de Carranza

La abertura de la malla ó red dependerá de la especie de rapaz que se albergará, tomando en consideración el tamaño de esta y el grado de nerviosismo que demuestre, debemos recordar que las aves nerviosas tienden a impactarse continuamente sobre la malla ó red del techo lo que genera lesiones graves que comprometen en algunos casos el pico, las narinas y los ojos. (15)

Higiene Aviar

Se recomienda plantar césped y arbustos pequeños, un techo de malla permitirá que la lluvia y sol ingresen, y así los desechos serán biodegradados. Si por el contrario los pisos son de cemento, se debe de limpiar todos los días.

Para pajareras más pequeñas, un piso cubierto de un sustrato grueso de arena o grava fina es recomendado, este servirá para los baños naturales de tierra. También permitirá el drenaje suficiente del agua y guardará la superficie relativamente seca. Sin embargo estos materiales pueden conservar la humedad y provocar una acumulación peligrosa de microorganismos. (15, 38)

Dentro de los desinfectantes más comunes se encuentran:

- Compuestos clorados: el más usado es el hipoclorito de sodio (lejía.), dependiendo de su concentración, puede destruir a muchos si no la mayoría de los microorganismos incluyendo bacterias y virus, tiene una toxicidad residual baja, sin embargo son fácilmente inactivados por materia orgánica y la luz solar. En general, una dilución de 1:32 (1/2 taza de lejía doméstica por galón del agua) es efectiva para desactivar muchos agentes infecciosos. Por todo lo anterior es el desinfectante de mayor uso.
- Cuaternarios de amonio: funcionan como un detergente y desinfectante, inactiva muchas clases de bacterias, algunos virus, no son efectivos contra micobacterias u hongos.
- Formalina: mata prácticamente a todas las bacterias, hongos y gran variedad de virus. No pierde efectividad frente a la materia orgánica, sin embargo es muy toxica ya que puede requerir una hora para surtir el efecto deseado y es carcinógena.

Todos los desinfectantes deben ser usados en un área bien ventilada. La ingestión, y la posible inhalación, pueden causar parálisis respiratoria y la muerte. No se recomienda su uso en objetos que estén en contacto indirecto con las aves, como platos de comida y agua.

Cuando se usa un desinfectante debe recordarse las siguientes reglas:

- Limpiar la superficie sobre la que se va a aplicar.
- Dejar que actúe el desinfectante el tiempo necesario.
- Enjuagar perfectamente para eliminar el resto del desinfectante. (9, 33, 88)

Vacunación

La vacunación en aves de presa ha sido usada como medio de prevenir enfermedades contagiosas, aunque a veces con eficacia dudosa, ya que en ocasiones pueden enmascarar la enfermedad. Es por eso que se recomienda su uso solo cuando se detecte la enfermedad en la colección.

Existen pocas vacunas para aves silvestres, entre las cuales están la del *Clostridium botulinum* tipo C (virus Inactivo), la dosis recomendada es de 1 ml/ SC, en la axila para aves mayores de 6 semanas, y se realiza vacunación anualmente.

La vacunación contra Newcastle se utiliza tanto en *Falconiformes* como en *Strigiformes*, sin embargo no existen vacunas específicas para este tipo de aves, por lo que se utilizan vacunas para aves de corral, se administra intranasal u oralmente en agua de bebida, se debe recordar que no todas las aves beben suficiente agua por lo que no es una inmunización confiable, la inmunidad dura cerca de 6 meses.

Otro inconveniente, es que los estudios realizados para comprobar la presencia de esta enfermedad en forma natural, o la eficacia de la vacunación, muestran diferentes resultados entre sí, haciendo difícil la elección de si es o no recomendable.

Entre estos estudios están los realizados por 2 centros de rehabilitación en Italia, los cuales pretendían demostrar la presencia de la enfermedad en forma natural, mediante la medición de anticuerpos, estos centros tomaron muestras de sangre a 199 aves rapaces, de las cuales 166 eran nocturnas y 33 diurnas, entre los meses julio de 1993 y diciembre de 1994, el suero de dichas muestras fue analizado para comprobar la presencia de anticuerpos contra el virus de Newcastle.

De estas pruebas solo 12 aves nocturnas, dieron positivo a Newcastle, mientras que todos los rapaces diurnos fueron negativos. Se encontraron títulos de 1:16, que algunos autores refieren a títulos de anticuerpos bajos, pero un búho presentó títulos de 1: 32.

Un estudio más, mostró títulos de anticuerpos bajos antes de la vacunación, de 1: 10 o 1: 20, obteniendo un aumento en estos títulos de aproximadamente 50% después de la vacunación.

Otro estudio demostró que las aves que se vacunan en forma experimental contra Newcastle, resistieron la infección experimental, pero el título de anticuerpos después de la vacunación, fue muy bajo.

Otra vacuna que se menciona puede ser aplicada a aves rapaces es la del Paramixovirus, en un estudio realizado en Estados Unidos, se aplicó la vacuna, a aves rapaces, estas aves desarrollaron signos subclínicos, pero no se mencionan títulos de anticuerpos encontrados, la vacuna se administró de forma intranasal u ocular.

Un estudio realizado en Nigeria, con 37 halcones de Lanner *Falco biarmicus*, 21 de estas aves (57%), presentaban títulos de anticuerpos de 0-1:16 esto indica que esta enfermedad existe de forma natural en rapaces de este país, esto no indica que en nuestro país ocurra lo mismo.

Contra el *Staphylococcus aureus*, solo se ha utilizado cuando la enfermedad está presente encontrándose títulos de anticuerpos de 1: 20 a 1: 60.

Existen otras vacunas que pueden ser utilizadas en este tipo de aves, como son la de hepatitis, Poxvirus (FAPV), *Erysipelothrix rhusiopathiae*, pero al igual que las anteriores solo se recomienda su uso en caso de brote, y no como prevención, el principal inconveniente es que en el mercado no existe una vacuna específica para aves rapaces, por lo que las vacunas utilizadas, son las que se aplican a aves de corral.

Desgraciadamente existe muy poca información sobre investigaciones de serología llevadas a cabo en aves rapaces. (9, 12, 24, 25, 33, 38, 53)

Desparasitación

El tratamiento de parásitos internos es relativamente fácil y eficaz, las muestras se deben recoger directamente de la cloaca mediante un hisopo estéril, o cuando el animal defeque sobre las perchas. Los exámenes se deben realizar cada 6 meses.

Se mencionan algunos antiparasitarios que pueden ser tóxicos para las aves como son: Albendazol puede causar la muerte, Febendazol puede ser tóxico para buitres, Mebendazol tóxico para algunas aves, Tiabendazol puede interferir en la postura. (24, 38, 60, 86)

Recorte de Picos y Garras

El exceso de crecimiento del pico y las garras, puede ser una característica individual o provocada por la ausencia de elementos para que se desgasten. No es necesario anestesiarse al ave para este procedimiento, el corte puede realizarse mediante unas pinzas y una lima, pero la mejor manera de cortar el pico es con la ayuda de una fresa eléctrica, limando progresivamente la parte sobrante y limando los ángulos causados por el exceso de crecimiento. Es importante igualar y permitir una perfecta coincidencia de las dos partes del pico. Debe tenerse cuidado de no dañar la lengua al cortar y limar la valva inferior (Fig. 17-20). (33, 60)



Fig. 17, 18 Recorte de Pico



Fig. 19, 20 Recorte de garras

Sexado

Dada la naturaleza de las aves al no mostrar dimorfismo sexual en algunas especies, a que las observaciones conductuales son poco fiables para este propósito y que las aves del mismo sexo alojadas juntas, pueden actuar de la misma manera que una pareja de aves reproductiva, y al encontrarse las gónadas dentro de cavidad ha sido necesario el uso de técnicas y/o procedimientos para la identificación del sexo. (38, 43, 67)

Existen dos formas para determinar el sexo del ave, estas son:

- Invasivas
- No invasivas

Invasivas

Estos procedimientos tienen el inconveniente de que requieren anestesiarse al ave.

La endoscopia es un procedimiento seguro que puede ser llevado a cabo rápida y fácilmente por veterinarios experimentados, este procedimiento requiere un examen visual directo de las gónadas ya sea con el uso de un endoscopio, o empleando un otoscopio con un espejo largo y buena luz.

Anteriormente el uso de un otoscopio para realizar sexado quirúrgico y exploraciones generales era muy común dado su bajo costo, sin embargo es claro que no se puede comparar su uso con la calidad obtenida en la visualización, aproximación y diagnóstico con un endoscopio rígido, pudiendo identificar en aves relativamente jóvenes las gónadas correspondientes a hembras o machos. Aunque el sexo de la mayoría de los rapaces puede ser establecido por las diferencias en el tamaño de cuerpo y proporción anatómica, a menudo, una determinación positiva puede ser difícil o imposible en algunas especies.

La técnica consiste en posicionar al ave de cubitolateral derecho, (el ovario izquierdo suele ser el único funcional en hembras), el acceso suele ser por la parte superior de un triángulo formado por el fémur, la última costilla y el margen craneal del pubis o entre la penúltima y última costilla. (6, 33, 38, 67, 92)

Primero se deben quitar las plumas del sitio de incisión, se debe tener cuidado de no desgarrar la piel mientras se quitan las plumas, posteriormente se realiza una pequeña incisión en la piel en dirección dorsoventral con un bisturí, nos podemos ayudar de unas pinzas hemostáticas, para agrandar la apertura y permitir el paso del endoscopio. Con este acceso nos encontramos directamente con el saco aéreo torácico posterior. Este debe ser perforado con la ayuda de un estilete, seguidamente se dirige el endoscopio caudo-dorsal (Fig. 21-23). (33, 38, 67, 82)



(38)

Fig. 21-23 Sexado Quirúrgico

Con un poco de experiencia, las gónadas pueden ser identificadas rápidamente. Son encontrados en la región limitada por el polo craneal del riñón y el borde de caudal del pulmón.

Las gónadas son más fáciles de identificar en aves maduras, el testículo tiene forma cilíndrica y es de color de blanco-amarillento a anaranjado, según el estado reproductivo del macho (Fig. 25). El ovario tiene forma de racimo y va de color grisáceo a amarillo, según el estado reproductivo de la hembra (Fig. 24). Una vez realizada la endoscopia se puede suturar el orificio de entrada con una sutura absorbible de 3-4/0. (33, 38)

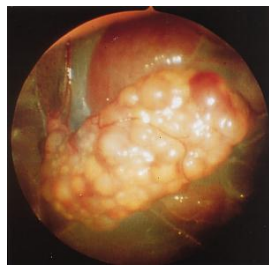


Fig. 24 Ovario

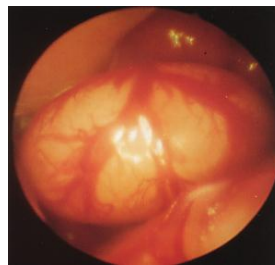


Fig. 25 Testículo (92)

El uso del endoscopio rígido es el recomendado para este procedimiento. Para realizar cualquier procedimiento endoscópico se recomienda anestesiarse a los pacientes, aunque si se tiene la experiencia necesaria, la anestesia no es necesaria debido a que es un procedimiento rápido y solo se necesita una buena sujeción manual y cubrir la cabeza para tranquilizar al animal. (33, 92)

No Invasivas

Dimorfismo sexual; solo es utilizable en algunas especies, en las cuales ambos sexos son claramente diferenciables en el plumaje como por el ejemplo el cernícalo americano (*Falco sparverius*), en el que el macho presenta un plumaje grisáceo y las hembras de color café, también la hembra es generalmente un 30% más pesada que el macho.

Métodos hormonales; son técnicas basadas en la proporción de estrógenos respecto a la de la testosterona presentes en muestras de heces y plasma. (6, 33)

Esteroides Fecales

El método de análisis de hormonas esteroidales en heces fue desarrollada en el zoológico de San Diego, California como una alternativa para el sexado de aves que no presentan dimorfismo sexual y en la actualidad se encuentra bien establecida para una cantidad de aves monomórficas.

La técnica de análisis de hormonas esteroides no es invasiva ni traumática y se basa en un radioinmunoensayo, (RIA), el cual es altamente sensible y es usado para medir los niveles de hormonas sexuales excretadas por las aves.

El RIA nos indica el tipo de hormonas que se detectan en la muestra como son los estrógenos y la testosterona.

La recolección de muestras se hace colocando papel encerado en el piso, las mejores muestras para esta prueba son las que se recolectan por la mañana, se deben incluir la mayor muestra líquida posible, ya que la porción blanca de uratos es la que contiene los productos de desecho renales necesarios para el análisis hormonal, las muestras se deben congelar inmediatamente y solo se descongelan hasta el momento de realizar la prueba.

Esta técnica además de indicarnos el sexo del ave, nos puede mostrar si un ave adulta es sexualmente activa con un 90-97% de certeza. Esta técnica se puede aplicar solo en aves

mayores de 3 años ya que las gónadas de aves jóvenes aun no secretan niveles medibles de esteroides. (79)

Métodos genéticos; son los métodos mas confiables dentro de las técnicas no quirúrgicas para la determinación del sexo en las aves. Las dos técnicas mas usadas son:

Análisis de Cariotipo

Análisis de cariotipo: Esta técnica de identificación de cromosomas, puede ser usada en aves de cualquier edad y condición física. En esta técnica se realiza un cultivo celular, se puede en un momento determinado detener la mitosis de estas células, llegar a obtener el cariotipo del ave e identificar los cromosomas sexuales (ZZ en los machos y ZW en las hembras).

La identificación física microscópica, consiste en la identificación de los cromosomas sexuales por su apariencia física, en la mayoría de las aves el cromosoma “Z” es mas largo que el “W” y debido a que los cromosomas sexuales difieren enormemente, el examen visual ayuda a determinar el sexo del ave. En la mayoría de las aves el cromosoma “Z” llega a ser 5 – 6 veces más grande en tamaño que el cromosoma “W”. Algunas especies como los Falconiformes tienen cromosomas pequeños.

Las muestras que se requieren son una muestra de sangre con 1 ml como mínimo, en un tubo con heparina o la pulpa de la pluma, en los pollos se recomienda cuando las plumas están como alfiler o cuando ocurre la muda. En las aves adultas se necesita quitar una pluma madura del ala o de la cola y esperar 2-3 semanas para que el ave las reemplace y se pueden reutilizar.

Citometría de Flujo

La citometría de flujo sirve para determinar el sexo en aves, esta técnica se basa en medir la cantidad total de ADN en una muestra de sangre (núcleos de eritrocitos).

Se requiere enviar unas pocas gotas de sangre con anticoagulante al laboratorio, se puede enviar la sangre en un tubo capilar heparinizado a partir de una punción aséptica de un dedo del ave o el extremo del ala. El capilar se sella en ambos extremos se puede usar plastilina.

La sangre también puede ser obtenida mediante un corte al ras de la uña del ave. Las gotas pueden ser recuperadas en un tubo con anticoagulante o con el tubo capilar. Para proteger el capilar es recomendable ponerlo dentro de un tubo de ensayo.

Se debe incluir la siguiente información:

1. Nombre del propietario.
2. Nombre del criadero.
3. Nombre científico o común del ave.
4. Identificación del ave.
5. Edad.

Las muestras pueden conservarse en refrigeración máximo una semana. Si se requiere preservar por más tiempo se recomienda congelarlas. Esta prueba actualmente se realiza en el laboratorio de Genética Molecular, de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia en Ciudad Universitaria, y tiene un costo de \$200.00 por muestra, si se procesan más de 50 muestras el costo baja a \$170.00. El tiempo de entrega de los resultados es de aproximadamente una semana. (6, 33, 79, 90)

Identificación

Varios métodos han sido desarrollados para la identificación individual de las aves, como por ejemplo las etiquetas externas, tatuajes, anillos y microchips. Marcar aves con cintas o anillos en las piernas, es muy importante para la investigación ornitológica especialmente en el estudio de la emigración.

Los criadores de aves rapaces utilizan cintas o anillos para identificar cada ave, esto les es útil para poder manejar en el futuro la reproducción. Las bandas de color ayudan a estar al tanto de aves de presa que son devueltos a la naturaleza.

Las leyes nacionales e internacionales requieren que especies en peligro de extinción sean evidentemente y permanentemente identificados. Esta regla incluye aves de presa y sirve para regular el comercio legal y dificultar el comercio ilegal.

Varios métodos de identificación han sido utilizados en aves rapaces, con el paso de los años. Hasta ahora, el más común para la identificación de las aves rapaces, ha sido el uso de anillos colocados en la pata. (24, 38)

Algunos de los métodos usados para la identificación usados en estos días son:

Anillos Abiertos

Estos anillos están hechos de aluminio, son colocados en la pierna de aves con unas pinzas especiales, y se cierran mediante un tipo de alfiler. Los anillos son grabados con el nombre del país de origen y seguido de un número (Fig. 26).

Desventajas

- a. Los anillos están hechos de una aleación de aluminio, por lo que son relativamente blandos, esto también implica que al cabo de unos años los números sean irreconocibles, dificultando su lectura.
- b. Algunas aves adultas, perciben el anillo como un objeto de extrañeza y menudo intentan retirarlo usando su pico. Las águilas y los buitres son particularmente buenos en esto, a menudo se producen heridas al intentar quitarse el anillo (Fig. 27,28).

- c. Aunque supuestamente son imposibles de falsificar, estos anillos pueden ser abiertos con herramientas apropiadas y puestos sobre otras aves.⁽³⁸⁾



Fig. 26



Fig. 27



Fig. 28

(38)

(38)

Anillos en Aves Rapaces

Anillos cerrados

Los anillos cerrados, pueden ser aplicados fácilmente mientras todavía son polluelos. Esta forma de identificación es usada a menudo por criadores de aves rapaces, para probar que sus animales son criados en cautiverio.

Estos anillos generalmente se colocan cuando el polluelo tiene 13 días de edad, ya que si se colocan cuando los polluelos son más jóvenes corren el riesgo de que se les caiga el anillo y perderse. Por el rápido crecimiento de los pollitos estas bandas se retiraran posteriormente (Fig. 29).

Debido a que este procedimiento es hecho en una edad en la que las aves todavía toleran objetos extraños, el anillo es generalmente bien aceptado, y el intento de quitarse un anillo posteriormente es poco probable. ⁽³⁸⁾



(38)

Fig. 29 Anillos Cerrados

Microchips

La innovación más reciente en la identificación de animales consta de un microchip, se trata de un pequeño tubo (2.2 X 11 mm). Este dispositivo no reactivo, también llamado transpondedor, es inyectado bajo la piel o en el músculo de un animal y suministra un número de identificación permanente.

Estos microchips, son leídos mediante un lector, el microchip emite una frecuencia de radio que permite que el lector reciba y exhiba el número del microchip.

Las autoridades alemanas recomiendan el uso de microchips, en el músculo pectoral de las aves para minimizar el riesgo de una identificación falsa. Las radiografías pueden ser usadas para establecer la presencia y la ubicación de tal dispositivo. Sin embargo la ubicación menos peligrosa para implantación del microchips es de forma subcutánea, en la nuca del cuello (Fig. 30-33). (38)

Desventajas

- a. Existen diferentes compañías que fabrican estos microchips, y no son mutuamente compatibles. Por lo tanto, el lector de una compañía no puede leer el microchip de otra.

- b. La inyección en los músculos pectorales, puede resultar en la emigración del microchips a otras áreas de cuerpo, por ser músculos que usan las aves para volar.
- c. La colocación subcutánea de un microchip es más segura en relación con la salud del animal. Sin embargo, el microchip es fácilmente localizable mediante la palpación, haciéndolo potencialmente fácil de retirar y trasladar a otra ave. (38)



Fig. 30-33 Colocación y Lectura del Microchip

De acuerdo al Departamento de Evaluación y Desarrollo de la Dirección General de Vida Silvestre de SEMARNAT, mencionan que debido al alto costo de los microchips, se ha optado por marcar las aves con anillos de aluminio o acero inoxidable, abiertos, con una inscripción de identificación. Dicha inscripción debe ser la declarada por la UMA (Unidades de Manejo y Aprovechamiento) o criadero dónde fue adquirida el ave, a una profundidad que corresponda del 20% al 30% del grosor del anillo, además, las inscripciones deberán ser pintadas del color declarado con anticipación por la UMA o criadero.

Los bordes de los anillos no deberán presentar rebabas que puedan lastimar a las aves. No se aceptará anillos que no estén redondeados, cuyos bordes sean defectuosos o que las inscripciones no se puedan leer bien. Las inscripciones deben de ser en la parte externa del anillo. Los bordes de unión deben de encajar perfectamente.

Tatuajes

Los tatuajes no han demostrado ser un buen método de identificación. Esto es en parte atribuible a la piel muy fina que tienen las aves. La tinta se extiende fácilmente a los tejidos subcutáneos y provoca manchas ilegibles.

Es también difícil encontrar zonas desprovistas de pluma para poder tatuar a las aves de presa. Por lo tanto para leer un tatuaje, se requeriría separar o retirar las plumas. (38)

Dibujos

Los dibujos que se forman sobre las escamas dorsales del dedo medio, pueden ser usados para propósitos de identificación como una huella digital. Se usa un colorante y se puede tomar una impresión y/o una fotografía. Algunos estudios han demostrado que el dibujo que se observa sobre las escamas del dedo medio permanece igual de por vida (Fig. 34).

La desventaja con esta técnica es que el ave puede sufrir lesiones que modifique los dibujos formados por las escamas. Además, de que una intervención quirúrgica pueden obstruir la identificación. (38)



(38)

Fig. 34 Dibujo del Dedo Medio

Etiquetas de dirección

Algunas de las aves que son utilizadas para la cetrería, aparte de poseer sus anillos, traen consigo una etiqueta de dirección, y a veces un transmisor. Esta etiqueta contiene el nombre y teléfono del propietario.

Hace mucho tiempo algunos halconeros, recortaban el plumaje del dorso del ave formando dibujos que identificaran a su ave. Tales técnicas todavía son usadas en países árabes. Estas formas de la identificación también son fáciles de falsificar. ⁽³⁸⁾

Enriquecimiento

En vida silvestre, el ambiente de los animales es dinámico, hay algo nuevo que hacer cada día, la vida salvaje está llena de opciones y de obligaciones que ellos deben cumplir para su propio mantenimiento, esto les permiten mantener el control sobre sus vidas.

Todo lo contrario ocurre con animales mantenidos en cautiverio, donde los cambios en la organización social de los grupos o individuos y las condiciones del entorno físico, provoca que los animales en cautiverio no puedan expresar patrones de conducta naturales, llegando por el contrario a presentarse trastornos del comportamiento.

Para evitar que se presenten este tipo de trastornos, se utilizan de programas de enriquecimiento del comportamiento animal.

Aunque se carece de una definición estandarizada, la publicación internacional “The Shape of Enrichment”, describe el enriquecimiento ambiental o comportamental como el proceso que busca “mejorar la calidad de vida de los animales en cautiverio, modificando su medio ambiente creando oportunidades de diversificar su comportamiento”

El enriquecimiento ambiental es una técnica para mejorar el medio ambiente o encierro de los animales en cautiverio. Se refiere a la modificación del medio ambiente del animal para

mejorar el bienestar de estos. El enriquecimiento consiste en dietas especiales, objetos para manipular (juguetes o estructuras) y alimentando con imaginación (presentación o dispensadores).

Las modificaciones del albergue, promoverán un comportamiento exploratorio donde los animales pasarán mucho tiempo realizando este tipo de comportamiento, el proporcionar objetos para manipular incrementará los niveles de comportamientos típicos de la especie. En otras palabras cualquier cosa que haga al animal pensar, cambiar o escoger es enriquecimiento.

La siguiente lista muestra algunos objetos que son utilizados en los zoológicos de Houston y el de Morelia para dar enriquecimiento: (57, 64)

- Troncos de palma
- Reguiletes de agua
- Dispensadores de insectos
- Madera (no como perchas)
- Piñas de árbol
- Correas
- Pelotas de tenis
- Pieles y patas de herbívoro
- Espejos
- Cajas de madera (fabricadas sobre diferentes diseños)
- Cadenas de plástico
- El uso del entrenamiento como enriquecimiento ambiental es una herramienta esencial como parte de la medicina preventiva.

Proporcionar un enriquecimiento apropiado y adecuado reducirá el aburrimiento, obesidad y comportamientos patológicos.

Los programas de enriquecimiento son fundamentales en el manejo de animales en cautiverio, pueden considerarse una herramienta de medicina preventiva, también los programas de enriquecimiento deben ser dinámicos y variados para no caer en la rutina. (64)

Control de Roedores y Aves Externas

Los roedores y aves externas, pueden actuar como portadores de enfermedades infecciosas, además de que las ratas pueden comerse a las crías del ave, o incluso comerse a especies pequeñas (cernícalo americano *Falco sparverius*). Debe prestarse atención a los indicios de presencia de estas especies, para poder establecer programas de eliminación de este tipo de animales. Se debe evaluar su influencia actual y riesgo potencial para las aves. Lógicamente se debe evitar que las aves ingieran o tengan acceso a los pesticidas empleados para la eliminación de estas plagas, se pueden colocar trampas para roedores, como placas con pegamento, las trampas de metal tienen el inconveniente que pueden lastimar al ave si esta tiene acceso a ellas, otra forma de control es colocar la comida sobre plataforma elevadas lejos del alcance de roedores. (33, 65, 88)

MÉTODOS DE CONTENCIÓN

Desde que se comenzó a mantener animales silvestres en cautiverio, hubo la necesidad de realizar manejos, en cierto tipo de manejos se pueden realizar exámenes físicos rutinarios y recolectar muestras, en ocasiones es necesario utilizar restricciones físicas, químicas o psicológicas, las cuales reducen el riesgo de lesiones y estrés tanto del animal como de la persona que lo realice.

El manejo que se presenta con animales silvestres en cautiverio llega a resultar difícil y en ocasiones peligroso; tanto para el ejemplar como para el manejador, por eso el mantener animales en cautiverio sobre todo especies silvestres, requiere frecuentemente de una contención ya sea física, química o psicológica, con el fin de llevar a cabo procedimientos de manejo médico rutinario, y de medicina preventiva. Estos tres niveles son combinables con efectos de adición y hasta la potencialización de la eficiencia en el manejo del ave. (17, 55, 56, 94)

Estas técnicas tienen que tener las siguientes características:

- Ser seguros e inofensivos para el animal.
- Ser seguros para el o los manejadores.
- Realizarse solo si es necesario.
- Técnica más adecuada para el animal.
- Planear las maniobras a realizar.
- La contención debe ser rápida y precisa.
- Tener a la mano todo el equipo veterinario de emergencia.
- Realizar el manejo en una zona libre de obstáculos.
- Tener bajo observación al animal antes, durante y después del manejo. (55)

Manejo Psicológico.

Esta técnica consta fundamentalmente en conocer la biología, y el comportamiento de la especie y del individuo, interacción social, fisiología y anatomía. También se requiere que el ave esté acostumbrada a uno o a varios manejadores mediante el entrenamiento en donde se utilizarán la voz, sonidos y aditamentos especializados. (55)

Dentro de los ejemplos de manejo psicológico tenemos los siguientes:

- Voz del manejador: es el más importante y el más utilizado.
- Timidez del animal: esta actitud puede ser aprovechada, para realizar sujeciones físicas.
- Alimento: se utiliza parte del alimento para la administración de medicamentos.
- Entrenamiento: permite hacer ciertos tipos de manipulación y recibe como premio parte de su alimentación.

Es sumamente importante brindar opciones a los animales que se encuentran en cautiverio y tratar de lograr enriquecer su comportamiento, una de estas opciones es el entrenamiento (Cetrería). La cetrería o caza con aves de presa, es el arte de criar, domesticar, enseñar y cuidar a las aves de presa para la caza, se conoce también por halconería. La cetrería es muy antigua y se originó en oriente. (56)

El entrenamiento es una herramienta para poder brindar un mayor bienestar a los animales, ya que la mayoría de los comportamientos enseñados facilitan un manejo seguro y eficaz, evitando el estrés.

Tener aves en cautiverio implica no solo su mantenimiento sino procurar su bienestar físico y mental. Los estudios que se realizan en animales en confinamiento favorece el desarrollo del conocimiento acerca de las necesidades fisiológicas de las especies, lo que nos permite

no solo mejorar la calidad de vida del ave, sino poder aplicar estos en beneficio de la conservación de los animales en libertad. (11)

El entrenamiento se realiza con los siguientes objetivos:

- Procurar el bienestar físico y mental en aves de cautiverio. Esto nos ayuda en los manejos.
- Brindar a las aves parámetros ambientales con las condiciones necesarias para su óptimo estado físico esto es importante como una medida de medicina preventiva.

(11)

Se deben tomar en cuenta las siguientes etapas, para realizar un buen entrenamiento:

1ª Etapa. Seleccionar aves en base a su temperamento, características físicas, estados de salud

2ª Etapa. Monitorear el peso diario del ave y seleccionar la dieta adecuada, identificando el alimento favorito para usarse como reforzador en las sesiones de entrenamiento. Se debe comenzar con ejercicios básicos para el fortalecimiento de los músculos del vuelo y para crear un lazo ave-entrenador. Estos ejercicios consisten en vuelos de la percha al guante del entrenador.

3ª Etapa. Buscar un entrenador experto, para que nos ayude al entrenamiento del ave y al mismo tiempo formarse como entrenador.

Parte importante de este trabajo es el control del peso y dieta diario. A partir de este punto podemos partir para realizar un manejo físico. (11)

Dentro de las ventajas que podemos realizar con este entrenamiento, son la obtención de muestras y datos como son:

Para cada ave se tiene una meta de comportamiento, y se debe llevar un registro como el que se muestra a continuación

Fecha: __ / ____ / ____

Nombre del ave: _____

Especie: _____

Meta de Comportamiento	Fecha Estimada de Finalización

Describe las aproximaciones de Comportamiento	Cantidad de sesiones que necesita

Fecha de Finalización actual: _____

En este registro se describe el comportamiento deseado por especie y la fecha estimada de finalización de la conducta. En base a esta meta se tienen sesiones de entrenamiento diario basadas en el reforzamiento positivo usando parte de su comida favorita. (11)

Los animales viven con cierta interacción social, esta interacción permite el desenvolvimiento del ave, por lo que estos responden a la invasión de su espacio.

En base a lo anterior podemos manejar 3 tipos de distancias que rodean a los animales y estas son:

1. Distancia de Huida: es la respuesta del animal, a la introducción de este espacio, es explosiva ya sea que ataque o huya.
2. Distancia Social: esta es la distancia que comparte el ave con otros individuos de su especie, la respuesta a la invasión de este espacio es generalmente el ataque.
3. Distancia Intima: es el espacio mínimo utilizado para desenvolverse y desarrollar sus actividades fisiológicas. (57)

Dentro de los instrumentos que se usan en cetrería están:

- Morral: Como cualquier cazador, el cetrero necesita un morral para el transporte de todos los utensilios necesarios a la hora de cazar con sus aves, desde las presas de escape a la comida de sus aves (Fig. 35)



(40)

Fig. 35 Morral

- Pihuelas: son de cuero de 10 a 15 cm. de largo que son fijados a cada pierna justo encima del pie. Son abrochadas por medio de un nudo especial (Fig. 36).



(41)

Fig. 36 Pihuelas

- Correa: es una cinta de cuero o un cordón de nylon de 1-1.5 m de largo. Un extremo es fijado ala pihuela y el otro extremo a la percha (Fig. 37).



(41)

Fig. 37 Corea

- Guante: puede utilizarse uno de cuero que sea suficientemente grueso para impedir que el ave pueda perforarlo con las garras (Fig. 38).



(40)

Fig. 38 Guantes

- Caperuza: realizadas en cuero, estas capuchas sirven para cubrir la cabeza del ave. Es conveniente tener un par de ellas de tamaños distinto (Fig. 39). (38)



(41)

Fig. 39 Caperuza

Manejo Físico

Este método de contención como su nombre lo indica utiliza la fuerza física, con la ayuda de instrumentos como son redes, jaulas cajas de contención, guantes, mantas etc. Los métodos de contención usados dependen del tamaño del ave. El objetivo de la contención es ganar control sobre el ave.

Los guantes se utilizan para la protección del manejador.

Las toallas y las mantas sirven para envolver al animal y así minimizar sus movimientos facilitando su examinación. Debe tenerse cuidado de no presionar demasiado al ave para evitar que se asfixie (Fig. 40-42).

El uso de redes nos facilita la captura de las aves, se debe meter al ave con movimientos rápidos y evitando lastimarla.

Las jaulas se utilizan en animales que requieran ser trasladados o cambiados de lugar. Las aves nerviosas deben ser transportadas en cajas grandes. (29, 55)

Las cajas de transporte están generalmente hechas de material ligero con una puerta fuerte y agujeros para la ventilación. Deben ser oscuras por dentro para que el ave conserve la calma durante el viaje. Las aves rapaces deben ser transportadas con un extremo de la correa saliendo de la caja, con el propósito de que pueden ser traídos sin peligro al abrir la caja.

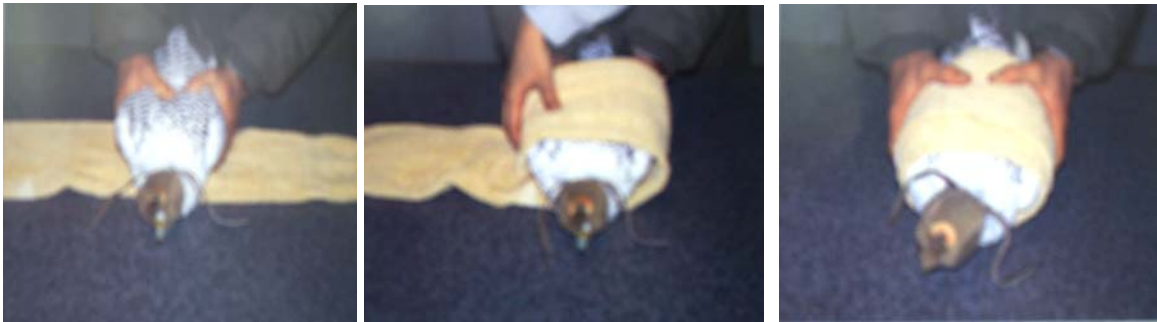
El uso de perchas durante el viaje no está recomendado ya que el ave no se quedará posada sobre ella y además podría dañar su plumaje durante el viaje. El piso debe ser de una superficie que permita que el ave se pueda agarrar de él con sus garras, por ejemplo con alfombra. Para calmar al ave también puede ser usada una capucha. Las aves muy nerviosas pueden ser rociadas finamente con agua antes de cerrar la caja, el ave húmeda estará mucho más tranquila, además el plumaje se pone más flexible y por lo tanto, es menos vulnerable a que se maltrate.

Tampoco se deben colocar recipientes de comida o agua dentro de las cajas. Las aves no necesitan comida o agua mientras viajen en periodos menores a 24 horas esto es para especies pequeñas y para especies grandes en un periodo de 48 horas. Además se podrían dañar con estos recipientes durante el viaje. (38)

Es esencial utilizar guantes de carnaza, aunque debe señalarse que dichos guantes pueden ser atravesados por las garras y picos de estos animales. Si el animal está entrenado podemos realizar un manejo mejor, pero por el contrario si el ave no está entrenada debemos hacer lo siguiente:

Debemos aproximarnos al ave por detrás de ella, se debe llevar un trapo o una red, los cuales se dejan caer sobre el animal, lo primero que debemos controlar es la cabeza sujetándola por la parte posterior, esto se hace utilizando el dedo pulgar, el índice y el medio, lo siguiente por controlar son las patas sujetándolas firmemente a la altura de los tarsos, esto por que las patas y la cabeza representan el mayor peligro para el manejador, posteriormente se controlan las alas y el cuerpo, sujetando ambos contra el cuerpo del manejador, se debe tener cuidado de no asfixiar al ave. (8, 29, 38, 55)

Con la excepción de los buitres, todos rapaces usan sus pies para protegerse, y por lo tanto deben ser lo primero en controlar, es necesario mantener el control de alas, garras, y cabeza. Las aves más grandes como los buitres y algunas águilas como la harpía (*Harpia harpyja*) deben ser manejadas por dos personas en la mayoría de los casos, a menos que se trate de un manejador experimentado. Una vez que el manejo ha terminado, el ave debe ser colocada en piso y no en el aire, ya que se encuentra desorientada. (29, 38)



(38)

Fig. 40, 41, 42 Sujeción de un Ave Rapaz

Manejo Químico

Con el uso de drogas tranquilizantes, se obtiene una inmovilización química que va desde la sedación hasta la anestesia quirúrgica. Este método trae un riesgo mucho más grande que los 2 anteriores. Antes de anestesiarse al animal debe verificarse que el animal no contenga alimento en el buche, el ayuno previo no debe ser mayor a 3 horas, esto por el alto metabolismo que poseen las aves, algunos autores mencionan un ayuno previo de 12 horas para especies pequeñas y de 24 horas para especies grandes, ya que las rapaces regurgitan con facilidad y pueden sufrir neumonías por aspiración. (3, 33, 38, 55, 66)

En este tipo manejo se deben controlar los siguientes parámetros:

- Frecuencia respiratoria.
- Respuesta a estímulos dolorosos.
- Frecuencia cardiaca.
- Temperatura.

El monitoreo de las constantes fisiológicas se puede llevar a cabo por métodos tradicionales como auscultación con estetoscopio, ya sea esofágico o por auscultación externa. Uno de los métodos más utilizados es el monitoreo electrónico usando un oxímetro o monitor cardiaco. La respiración es un parámetro que se puede evaluar por observación simple, por lo que el uso de campos de tela puede dificultar la observación de la misma. (3)

Anestesia local

Es poca usada para tratar aves de presa, debido a que las aves de presa parecen tolerar muy poco la anestesia local. El alto grado de estrés que supone la manipulación del ave, mas la administración de lidocaina o procaína puede resultar en la muerte del ave. (33, 38)

Anestesia general

Cuando se usa cualquier agente anestésico inyectable o inhalado, es necesario pesar al ave y obtener su peso exacto para aplicar la cantidad exacta del anestésico. (22)

La anestesia general es de vital importancia, no sólo permite a los veterinarios llevar a cabo procedimientos quirúrgicos seguros y sin dolor, sino que también permitir realizar otros procedimientos como pueden ser la toma de radiografías, tratar heridas o cambiar vendajes.(38)

Algunos autores manejan que todas las rapaces enfermas o lastimas, presentan un 10% de deshidratación es por eso que se usa terapia de fluidos, si el ave está deshidratada y su estado nutricional no es adecuado, se sugiere estabilizar primero al animal, posponiendo la cirugía hasta que sea necesario. La siguiente formula es para calcular las necesidades de fluidos: (38, 66)

Peso corporal (gramos) X 0.1 = volumen de fluidos (ml)

El sistema renal de las aves es incapaz de procesar grandes volúmenes de líquidos administrados rápidamente, por lo que la administración cuidadosa es importante. Los líquidos deben proporcionarse mediante el micro goteo o la administración directa oral intermitente. La aplicación de lactato de Ringer con 5% de dextrosa es el fluido de elección, se recomienda como dosis 50 ml/Kg./día. (38, 66)

Anestesia inyectable

Hace mucho tiempo se usaban las mismas drogas en mamíferos que en aves, en 1978, se informaron sobre trabajos en los que se uso la ketamina, y se informó sobre otras drogas como metomidato y el pentobarbital, sin embargo después se encontró que su uso en aves era inadecuado. Los tranquilizantes y anestésicos inyectables más utilizados en aves son el diazepam, xilacina y ketamina, sin embargo existen otros que se pueden utilizar. (38, 54, 66)

Tranquilizantes

Los tranquilizantes son todas aquellas sustancias que disminuyen la hiperexcitabilidad del individuo y dentro de los usados en aves tenemos los siguientes:

- ✓ Maleato de acepromacina.
- ✓ Diazepam, Zolazepam.
- ✓ Xilacina.

El efecto de un tranquilizante se nota cuando normalmente el animal disminuye su percepción a los estímulos ambientales, presenta ataxia e incoordinación y pueden causar depresión respiratoria. (22, 38, 66)

Acepromacina

Se utiliza como preanestésico ya que ayuda a la potenciación de la anestesia. Es un derivado de la fenotiacina, se puede administrar VO (no es muy buena, varía mucho la dosis terapéutica y no se tiene buen efecto tranquilizante), IM (causa dolor en el sitio de administración) e IV (es de difícil manejo, hay buen efecto pero puede haber flebitis en el sitio de administración, no se debe inyectar en arteria, por que puede causar depresión del SNC grave, ataques y la muerte); estas vías se utilizan en cualquier especie.

El efecto generalmente se presenta de 5 a 10 minutos, la duración del efecto tranquilizante varía de 2 a 4 horas y la recuperación total del animal varía de 5 a 24 horas dependiendo de que tan bien funcione el hígado del animal.

Dosis: 0.25-0.5 mg/Kg. IM, 0.1-0.2 mg/Kg. IV

La dosis debe ser reducida en animales débiles, viejos, en enfermedades hepáticas, cardíacas o en combinación con otros agentes

Se ha usado combinada con atropina, ketamina y xilacina. El diazepam ha sido informado ser físicamente incompatible con la acepromacina. (22, 68, 69, 70)

Diazepam

Es una benzodiazepina, que se emplea como tranquilizante, relajante muscular, anticonvulsivo e inductor del sueño en algunas especies. Se emplea como medicación preoperatoria.

De todas sus acciones la más destacada, es la de miorelajante. Está contraindicado en pacientes con insuficiencia respiratoria y con insuficiencia hepática severa.

Como analgésico se usa a dosis de 0.5 - 2 mg/kg IV o IM. Para obtener un efecto óptimo, la dosis deberá ser cuidadosamente individualizada.

Debe tenerse precaución al administrarlo IV, a pacientes viejos o debilitados, y a aquellos con enfermedades pulmonares, debido a la posibilidad de que ocurra apnea y/o ataques cardíacos. En estos pacientes se recomienda una dosis reducida.

La aplicación IV de forma rápida, puede causar trombosis venosa, flebitis o irritación local, la inyección I.M. puede resultar en dolor local, en ocasiones acompañada de eritema en el sitio de inyección.

Si se combina con medicamentos de acción central como: tranquilizantes, analgésicos, anestésicos, antihistamínicos y barbitúricos, deberá tenerse presente que su efecto sedante puede intensificarse por aumento de la acción depresora sobre el sistema nervioso central.

No se recomienda su uso junto con otro medicamento en la misma jeringa.

La sobredosis de benzodicepinas se manifiesta generalmente como una depresión del sistema nervioso central, en casos leves, los síntomas incluyen somnolencia, confusión mental y letargo, en casos más serios, los síntomas pueden incluir ataxia, apnea, (en tales casos se recomienda ventilación asistida), coma (en casos raros) e incluso la muerte (muy raro).

Se puede administrarse carbón activado para reducir la absorción y poner especial atención a la frecuencia cardíaca y respiratoria. También se puede aplicar el antagonista de las benzodicepinas que es el flumazenil directo o diluido en solución glucosada al 5%. (6, 22, 29,

34, 38, 68, 69, 70, 82)

Xilacina

La xilacina es un antagonista α -adrenérgico, causa analgesia y ataxia, hay disminución de la FR, también se puede usar como preanestésico y miorelajante, dichos efectos están mediados por depresión de sistema nervioso central.

Está indicada cuando se desea provocar un estado de sedación acompañada por un corto periodo de analgesia. Se puede utilizar en procedimientos radiológicos, ortopédicos, quirúrgicos rápidos como debridación de abscesos o para suturar heridas.

Se puede utilizar con otros anestésicos para realizar intervenciones quirúrgicas en general. Se utiliza como preanestésico en anestesia general con halotano y ketamina. Es compatible en la misma jeringa con acepromacina, butorfanol y ketamina. En combinación con el halotano puede causar arritmias ventriculares. (70)

Se usa la xilacina al 2%, como sedante / analgésico a dosis de: 1 - 4 mg / Kg., suministra la sedación para la anestesia con ketamina. Se puede administrar IV, IM, o SC. En el caso de administración intravenosa se debe reducir la dosis. El efecto tarda en presentarse de 5 a 10 minutos después de la administración.

Al aplicarla no hay que equivocarse nunca y confundir una vena con una arteria, ya que si el fármaco se deposita en una arteria, los animales mueren por convulsiones en el 100% de los casos.

Como efectos secundarios puede presentarse ligeros temores musculares, bradicardia y apnea. En combinación con barbitúricos puede ocasionar paro cardiorrespiratorio en animales sensibles, por esto es importante tener a la mano el equipo necesario para revertir los efectos adversos, a sobredosis causa un estado de choque.

La yohimbina y la tolazolina pueden ser usadas solas o en la combinación para revertir los efectos de la xilacina. La vitamina C también tiene cierto efecto antagónico. (6,22, 33, 34, 38, 69, 70, 81)

Anestésicos Disociativos

Se llaman así porque tenemos la disociación del individuo con respecto al medio. Son derivados de las fenciclidinas. Dentro de los más comunes tenemos a la ketamina y la tiletamina. La ketamina se usa actualmente en casi cualquier especie, y la tiletamina en fauna silvestre y pequeñas especies.

Estos anestésicos producen un estado en donde no hay pérdida de la conciencia pero la corteza cerebral es incapaz de procesar los impulsos que llegan del exterior, el animal sufre alucinaciones y hay un estado de catatonía (contracción muscular sostenida).

Los disociativos no se recomienda utilizarlos solos por lo que deben de acompañarse con un sedante o un tranquilizante, por ejemplo la xilacina o la acepromacina, las cuales ayudan a disminuir el estado de catatonía.

Se consigue el efecto de 5 a 10 minutos después de ser administrado. El efecto (anestesia) dura solo de 20 a 30 minutos. (68, 69, 70, 93)

Ketamina

La ketamina es un anestésico general de acción rápida, no causa depresión respiratoria importante en dosis adecuadas, pero en dosis altas puede causar apnea, se introdujo en la práctica clínica en 1970. La ketamina es un derivado liposoluble de la fenciclidina, de uso parenteral IV o IM, esta indicado para realizar diferentes procedimientos quirúrgicos o diagnósticos en los que no se requiera de relajación muscular.

La ketamina produce un estado de inconsciencia llamado "anestesia disociativa" caracterizado por el mantenimiento de los reflejos y movimientos coordinados, pero no

conscientes, también parecen estar en un estado cataléptico. Los pacientes anestesiados con ketamina frecuentemente se quedan con los ojos abiertos y esto puede causar midriasis, se puede aplicar un lubricante, o se puede colocar una capucha y minimizar el ruido para evitar que el animal se exalte.

Tras la aplicación de ketamina, suele ocurrir elevación de la presión arterial y taquicardia, no obstante, si la dosis de ketamina es alta y su infusión rápida, puede ocasionar depresión respiratoria o apnea, en cuyo caso se recomienda utilizar apoyo con ventilación mecánica mientras cede el efecto del anestésico, también produce un aumento importante de la presión intracraneal, flujo sanguíneo cerebral y presión intraocular. Es por esto que no se recomienda su uso en procedimientos que involucren la cabeza.

Se deben tener en cuenta las siguientes consideraciones:

- 1) Nivel de la anestesia.
- 2) Frecuencia respiratoria y cardíaca.
- 3) Evitar midriasis.
- 4) Temperatura corporal.

Se usa ketamina al 10%, a dosis de 15-50 mg/Kg. IV, IM. Para la aplicación IV, se recomienda disminuir la dosis en un 30% a 40%.

En animales que han perdido cantidades importantes de sangre, podrían requerir dosis reducidas.

Para mantenimiento se recomienda la $\frac{1}{2}$ ó $\frac{1}{4}$ parte de la dosis inicial. Los procedimientos quirúrgicos requieren completa relajación muscular, por lo que se requiere premedicación adecuada antes de su aplicación.

Puede causar depresión respiratoria a dosis altas, emesis, disnea temblores musculares, opistótomos y paro cardíaco. Tiene un amplio índice terapéutico. Cuando se administra una sobre dosis de forma rápida, puede ocurrir depresión respiratoria. Se recomienda el soporte respiratorio. Si es necesario se puede usar diazepam para minimizar los efectos.

Es físicamente compatible con xilacina en la misma jeringa, por el contrario es químicamente incompatible con barbitúricos, opiáceos y con diazepam, por lo que no deben inyectarse a través de la misma jeringa o frasco de solución, cuando se utiliza junto con estos medicamentos, se prolonga el periodo de recuperación anestésica. Puede aparecer apnea cuando se combina con un opiáceo. Cuando se combina con anestésicos inhalados, prolongan la duración de la acción de la ketamina, específicamente con halotano puede causar bradicardia.

No se han comunicado alteraciones en las pruebas de laboratorio con la administración de ketamina. (6, 14, 22, 29, 33, 34, 38, 54, 55, 62, 69, 70, 81, 93)

Tiletamina

Al igual que la ketamina, es un anestésico disociativo y es un derivado de las fenciclidinas y no inhibe los reflejos vitales.

Puede causar depresión respiratoria, dolor después de la inyección de IM, taquicardia, hipotermia, emesis, temores, secreciones traqueales y paro cardíaco. (70)

Ketamina y Acepromacina

Proporciona buena relajación muscular, anestesia profunda y despertar tranquilo, se administra IM o IV, por la vía IV la dosis debe ser la mitad que la de IM, se usa en procedimientos menores, el administrar acepromacina, proporciona un despertar mas tranquilo en el ave que si solo se administra ketamina. Se debe tener cuidado ya que la acepromacina puede causar bradicardia

Se usa a dosis de 15 -50 mg/kg IM de ketamina por 0.5 - 1 mg/kg IM de acepromacina. Otra forma de utilizar esta mezcla es 1 ml de acepromacina en un vial de 10 ml de ketamina y calcular la dosis de ketamina como si no tuviese acepromacina: 15 a 50 mg / kg IM. (14, 22, 33, 66, 70)

Ketamina y Diazepan

Proporciona buena relajación muscular, anestesia profunda y despertar tranquilo, sin embargo la recuperación es larga. Las vías de administración son la IV y la IM a dosis de 10 – 40 mg de ketamina por 1 – 1.5 mg de diazepam. Los strigiformes son mas susceptibles a la anestesia, necesitando solamente 10 – 25 mg / Kg. de ketamina y la misma dosis de diazepam que para los rapaces diurnos. El tiempo de inducción es de 15 – 30 minutos y el efecto anestésico dura de 1 – 2 horas, esta neuroleptoanalgesia es suficiente para llevar a cabo cirugías mayores. (14, 22, 29, 33, 38, 54, 55, 70)

Ketamina y Xilacina

Esta mezcla proporciona buena relajación muscular y analgesia. El mayor inconveniente es la hipotensión y las alteraciones cardiacas y respiratorias, especialmente a dosis altas. Incrementar la cantidad de xilacina en relación con el ketamina no tiene un efecto benéfico, debido a que el efecto principal del xilacina es reducir las desventajas que produce la ketamina. La anestesia dura aproximadamente 30 - 40 minutos. Algunos autores mencionan que las rapaces nocturnas, metabolizan las drogas más rápidamente que las rapaces diurnas, también mencionan que en las especies del genero *Buteo*, la recuperación es mas larga. La xilacina no es recomendada para ser usada en aves débiles debido a sus efectos cardio/depresores. Se puede tener un vial con una mezcla 5:1 de ketamina/ xilacina, se administra IM o IV, la dosis para inyección IV ha de ser un 30-50% menor en relación a la IM. Esta indicado el uso de la yohimbina o la tolazolina, como antagonistas de la xilacina, a dosis de 0.1 mg/Kg. IV y 15 mg/Kg. IV respectivamente, para reducir la fase de recuperación. La depresión respiratoria responde a doxopram (Tabla 18). (14, 22, 33, 38, 54, 55, 70)

Anestesia general (1 hora) con ketamina/xilacina (5:1) en varias aves de presa.

Espece	Peso Corporal (g)	Dosis (ml)
Halcón cola roja (<i>Buteo jamaicensis</i>)	650 - 1500	0.06 – 0.10
Azor de Cooper (<i>Accipiter cooperii</i>)	250-350 (macho) 350-500 (hembra)	0.08-0.10
Águila calva (<i>Haliaeetus leucocephalus</i>)	3000 - 4500	0.25 – 0.50
Águila real (<i>Aquila chrysaetos</i>)	300 – 4500	0.40 – 0.70
Cernícalo Americano (<i>Falco sparverius</i>)	90 – 125	0.05
Halcón mexicano (<i>Falco mexicanus</i>)	500 – 700 (macho) 800 – 1050 (hembra)	0.10 0.20
Águila pescadora (<i>Pandion Haliaeetus</i>)	1200 – 1500	0.12 – 0.20

Tabla 18

Modificado de Heidenreich

Tiletamina Zolazepam

Es una combinación de un anestésico disociativo y un tranquilizante. La tiletamina es un compuesto derivado de las fenciclidinas, y el zolazepam es un derivado de las benzodiacepinas, su combinación permite una anestesia general eficaz y de rápida inducción, segura, fácil de emplear y con un mínimo de efectos secundarios.

Las acciones que resultan de las propiedades conjugadas de estos compuestos se caracterizan por una catalepsia rápida, sin agitación, seguida de relajación muscular y una analgesia superficial inmediata produciendo una anestesia quirúrgica con relajación muscular, al igual que la ketamina, no deprime los reflejos vitales.

Se utiliza para inmovilización y procedimientos menores de corta duración (30 minutos aproximadamente) como aplicación de yesos y férulas, cirugía menor y mayor.

Está contraindicado en pacientes con enfermedad pancreática, enfermedad cardíaca y pulmonar severa. En pacientes con enfermedad renal se puede prolongar el efecto anestésico y retardar el tiempo de recuperación. Puede causar hipotermia en animales susceptibles, por lo que se debe vigilar cuidadosamente y si es necesario aplicar suplementariamente calor.

Se usa a dosis de 10 mg/kg IM o IV. Si se requiere una dosis suplementaria, medicar a menor cantidad de la dosis inicial. (6, 14, 22, 29, 33, 38, 50, 69, 70, 81, 93)

Anestesia Inhalada

La anestesia inhalada es aquella que se administra por gases o vapores de líquidos directamente al tracto respiratorio superior. La anestesia inhalada es preferible sobre la fija, puesto que los fármacos inyectables varían según las especies y cada animal, además que existen combinaciones de diferentes drogas y la anestesia inhalada solo requiere del uso de un gas. El isoflurano, el halotano y el metoxiflurano son los gases que se utilizan con mayor frecuencia en aves. Todos en general producen depresión del miocardio, en especial el halotano, todos son broncodilatadores y el más potente de ellos es el halotano.

Pueden llegar a provocar irritación de las mucosas respiratorias, aumenta la producción de moco y disminuye la función mucociliar y esto favorece la entrada de bacterias, aumentan la irrigación a cerebro lo que da un aumento en la presión intracraneal por lo que su uso esta contraindicado en manejos de cabeza.

Debido a que los sacos aéreos se encuentran conectados a los pulmones, se deberá tener cuidado con la dosificación, pues los anestésicos inhalados tienden a acumularse en los sacos aéreos con la consecuente sobredosificación.

La recuperación de la anestesia comienza inmediatamente después de suspender la administración del fármaco. Tienen un margen de seguridad mas amplio, pues se puede modificar con facilidad la profundidad anestésica y la eliminación se realiza por vía pulmonar al desconectar el vaporizador. Tienen la ventaja de que se brinda una ventilación mecánica constante. Antes de usar la anestesia inhalada se debe de aplicar un preanestésico o tranquilizante. Dentro de los inconvenientes que tienen el uso de la anestesia inhalada, se encuentran que se requiere de un aparato de administración de gases. (3, 22, 33, 38 68, 69, 70, 93)

Equipo de anestesia inhalada

El equipo necesario para la anestesia inhalada es el siguiente, un vaporizador, un tanque de oxígeno con una válvula de control, un circuito de circulación. Actualmente se usan aparatos de anestesia utilizados para pequeñas especies, con ciertas modificaciones para anestesiarse aves, se usan mascarillas en forma de cono, cámaras anestésicas e intubación endotraqueal (Fig. 43).

Durante procedimientos quirúrgicos que involucran el cuello o la vía respiratoria superior (por ejemplo el retiro de cuerpo extraño), no es posible intubar la tráquea. En tal caso, un tubo puede ser insertado en el saco caudal abdominal. Como se usa para en sexado por endoscopio. (38, 93)

Las mascarillas deben ser transparentes y ajustarse alrededor del pico del ave, pueden ser fabricadas con jeringas o envases plásticos transparentes, se recomienda su uso en aves menores a los 300 g de peso. (22)



Fig. 43 Equipo de Anestesia Inhalada

También existen las cámaras anestésicas, este es un contenedor (caja) de cristal o plástico transparentes, en donde se coloca al ave para realizar la inducción anestésica. Anteriormente se colocaba una gasa o trapo impregnado con un anestésico en el interior junto con el ave, teniendo el inconveniente de que no se regula la cantidad que es administrada al animal pudiendo causar la muerte. En la actualidad estas cámaras se han adaptado con extensiones (mangueras) de la maquina de anestesia, para controlar mejor la anestesia, así mismo se puede administrara O₂ para mayor seguridad, así el gas puede ser liberado en el área de trabajo.

Tienen el inconveniente que son costosas, sin embargo se pueden adaptar cajas de plástico transparente perfectamente selladas. Se pueden utilizar en aves muy nerviosas que no permiten la colocación de la mascarilla, las aves generalmente no se estresan en estas cámaras. En el caso de halcones usados para cetrería, se puede usar aparte de la cámara una capucha para minimizar el estrés.

Intubación endotraqueal, se usa para mantener la vía aérea permeable, además sirve para administrar el anestésico al paciente desde la maquina de anestesia. Permite realizar una ventilación asistida en casos de emergencia, reduce el riesgo de aspiración de vomito o cualquier sustancia, el inconveniente es que la mayoría de los tubos disponibles, son

demasiado largos y de diámetro grande como para ser usado en aves. En aves grandes se pueden utilizar tubos pediátricos, pero para las aves pequeñas es necesario adaptar catéteres intravenosos o urinarios, recortándolos de una longitud adecuada., conectados a la maquina (Fig. 44). Debido a que puede causar traqueitis secundaria, inducida por el tubo, en aves menores de 100 g, se recomienda su uso en aves mayores de 300 g. (22, 93)



(38)

Fig. 44 El tubo de endotraqueal, puede ser sujetado al pico con cinta adhesiva durante anestesia.

Isoflurano

Es un anestésico general inhalado. Es el anestésico de elección en aves, por presentar excelente relajación muscular, una inducción y recuperación rápida sin excitaciones involuntarias sin embargo, tiene el inconveniente de tener un costo elevado. Causa depresión del SNC, hipotermia, depresión respiratoria y cardiaca. Tienen un olor agradable, conserva el ritmo cardiaco, aunque puede causar depresión cardiaca dependiendo de la concentración. Se considera que es el agente que tiene menos efectos adversos sobre el corazón y otros sistemas vitales. Disminuye la frecuencia respiratoria, aunque puede ser irritante a las vías respiratorias. Causa excelente relajación muscular, sin embargo se han registrado arritmias y depresión cardiaca en águilas calvas, en halcones se ha reportado incremento de la temperatura corporal en un 0.5%.

Para inducción se usa de 4-5% con un flujo de oxígeno de 1 litro por minuto, presentando efectos anestésicos de 15 a 30 segundos después de la inducción y a una concentración de 2-3% para mantenimiento. En caso de sobredosificación, se deberá suspender inmediatamente la administración del agente anestésico, mantener la vía aérea permeable y, dependiendo de las circunstancias, continuar con la respiración asistida.

Halotano

Anestésico general inhalado, deprime el SNC, es un broncodilatador, no irrita las vías respiratorias, causa hipotermia, depresión respiratoria y cardíaca, y una buena relajación muscular. Cuando se realiza la inducción con halotano puede hacerse con 3-4%, durando hasta 10 min. Con un flujo de oxígeno de 0.5-2 litros por minuto. Se puede observar excitación en algunas aves. El halotano tiene un período de recuperación de hasta 20 minutos, dependiendo del tipo de procedimiento.

Durante la recuperación del ave de la anestesia, se debe de colocar en una caja de cartón tapada y oscura por su seguridad y se mantendrá envuelta con una tela suave o con una malla elástica de curación durante esta etapa. Esto para evitar un despertar brusco y evitar que se lastime, esto por el grado de excitabilidad que poseen. A diferencia del isoflurano, su costo es menor y más fácil de conseguir.

Metoxiflurano

Es un anestésico general inhalado, que fue usado en aves con buenos resultados, pero la poca disponibilidad, el requerimiento de un vaporizador especializado y los efectos secundarios, limitan su uso. Causa depresión del SNC, hipotermia, depresión respiratoria y cardíaca, además se asocia una inducción y recuperación prolongada, pudiendo causar daño renal y hepático. No sólo en el paciente sino también en seres humanos expuestos al gas durante el procedimiento. (14, 22, 29, 33, 38, 66, 68, 69, 70, 93)

MÉTODOS DE EXPLORACIÓN Y DIAGNÓSTICO.

Esta sección cubre la investigación de un ave de presa con una visualización para realizar un diagnóstico. El principio para los procedimientos de diagnóstico en aves rapaces para los propósitos de observación, incluye la historia clínica, la observación, el examen físico y algunos procedimientos de diagnóstico adicionales pueden ser llevados a cabo como son hematología, química sanguínea, parasitología, endoscopia, rayos X, etc.

El examen físico, la historia clínica y los hallazgos de laboratorio deben estar siempre integrados para elaborar el diagnóstico más adecuado y administrar el tratamiento más indicado en cada caso clínico. En la medicina de fauna, el examen físico del paciente, el diagnóstico y el tratamiento tienen lugar a menudo mientras el paciente está bajo el efecto de la anestesia. Esto es particularmente importante cuando se trabaja con especies que son difíciles de tratar una vez que se recuperó de la anestesia. (3, 6, 24, 29, 37, 39, 92)

Observación a Distancia

Inicialmente, el ave debe ser valorada visualmente, la información obtenida puede ser muy valiosa si el ave puede ser valorada a distancia en su ambiente normal, ya que el animal es inconsciente de ser observado y está actuando naturalmente. A veces el examen de su entorno también puede proveer información respecto al problema del paciente. Sin embargo esto no siempre es posible. (33, 38, 61, 84)

Historia Clínica

Este documento incluirá todos los datos del propietario o institución, así como los datos del ave como son: género, especie, sexo, edad (de ser posible), el tipo de ambiente en el cual habita, alimentación y tratamientos previos de existir.

El primer paso es identificar al paciente, ya que a los clientes les da confianza el saber que el Médico Veterinario, identifica adecuadamente la especie que se le esta presentando. Es importante mencionar el nombre común o más frecuentemente utilizado. Antes de empezar a revisar al ave, hay que tratar de obtener la mayor información posible por parte del propietario o persona que remita al paciente, hay que saber si el ave es mantenida en cautiverio (relativamente acostumbrado al contacto con seres humanos), o si era de vida libre y por lo tanto particularmente propensa al estrés, para esto podemos realizar las siguientes preguntas: (6, 22, 24, 33, 37, 38, 61, 82)

- ¿Que nota de diferente en su ave?
- ¿Desde cuando lo noto?
- ¿Donde lo aloja?
- ¿Tiene otras aves? y si la respuesta es afirmativa preguntar si estas aves conviven entre si y si presentan signos de enfermedad o alguna a muerto.
- ¿El propietario ha comprado recientemente otra ave?
- ¿Desde cuando tiene al ave?
- ¿El ave ha estado enferma antes y ha recibido tratamiento?
- ¿Alimentación?

La mayoría de las personas que tienen este tipo de aves, conocen muy bien a su animal y son capaces de detectar cualquier cambio en su actitud o comportamiento. Además, tienen la oportunidad de observar el ave durante el vuelo, comiendo o parado en su percha, además de otras actividades que no son posible en la clínica veterinaria. A decir verdad, muchas aves enfermas se excitaran y parecerán más alertas en los entorno poco familiares. Sin embargo, los propietarios pueden no ser tan observadores, en este caso seria mejor internar al ave para realizar un examen físico más detallado. (22, 24, 38)

El problema con la mayoría de las aves enfermas es que generalmente antes de que alguien se dé cuenta de que están enfermos, ya están muy enfermos. Los animales salvajes son capaces de ocultar las enfermedades menores hasta que han progresado a un punto en el

que es imposible ocultarlas. Esto es una estrategia de supervivencia, ya que en vida silvestre lo haría vulnerable a otros depredadores, las etapas tempranas de la enfermedad son por lo tanto, pasadas por alto fácilmente en aves de presa. Es importante buscar signos tempranos del padecimiento del paciente, ya que un diagnóstico atrasado podría prolongar el tratamiento innecesariamente y esto puede tener una influencia sobre la recuperación del ave. (22, 33, 37, 38, 61, 92)

Examen Físico

Cada género tiene algunos puntos clave para algunos de los procedimientos terapéuticos, la mayoría de las aves que se llevan a consulta presentan un estado de debilidad, y pueden existir intentos de fuga que pueden causar daños en tejidos blandos, en el sistema óseo o en el plumaje, es por eso que una vez en el consultorio antes de su captura, deberán cerrarse todas las ventanas, cortinas y puertas, usar luz tenue, y de esta forma realizar una captura más rápida y menos traumática para el ave. El examen inicial es esencial para la identificación de heridas traumáticas y condiciones que puedan evitar una rehabilitación exitosa.

En el manejo del paciente aviar para su examen físico, primero deberá ser capturado. El método de captura dependerá de la especie, condición clínica, edad, nivel de amansamiento, etc. Muchos pacientes son presentados en jaulas pequeñas y antes de intentar su captura, todas las perchas, comederos y bebederos deberán ser retirados a fin de evitar que el ave se lesione con estos durante su captura.

Se debe tener en cuenta que el uso de guantes de cuero gruesos para manejar a las aves rapaces, merma la sensibilidad y destreza, esto puede ocasionar daños involuntarios en el momento de manipular a las aves. (6, 22, 24, 37, 38, 61, 66, 71, 82)

Este examen se realizará sistemáticamente al igual que en otras especies. Es importante determinar primero el grado de agresividad que presenta el ave, esto se hace observando su actitud general.

Antes de manipular a un ave silvestre para realizar un examen físico completo, es importante recordar que existe un factor muy importante que se suma al traumatismo y debilidad por la gravedad de las heridas o la falta de comida y agua que ha padecido una ave enferma, éste se puede presentar durante la captura o después de la misma y es el estrés que provoca la sujeción y captura de un ave enferma, puede provocarle la muerte; por lo que deben ser manejadas lo más suavemente posible, resultando benéfico tanto para el ave como para el Médico Veterinario.

Tomando en cuenta lo anterior el Médico deberá realizar el examen físico con la anuencia del propietario. También se debe tener todo el equipo necesario antes de la sujeción. Al igual que al tomar las placas, ayuda disminuir los estímulos visuales y auditivos, incluso es prudente que el propietario ayude en la sujeción del ave, siempre y cuando se trate de una persona capacitada para dicho manejo.

El examen físico ayuda a evaluar la gravedad de los signos asociados con la condición del ave. El objetivo debe ser determinar las razones por las cuales el ave es referida a consulta e identificar los requerimientos terapéuticos más adecuados a largo plazo. (3, 6, 66, 82, 84)

Para esto es apropiado dividirlos en dos categorías, basándonos en el tiempo de recuperación que se supone necesitarán tras haber realizado el examen físico es decir:

- Pacientes a corto plazo.
- Pacientes a largo plazo. (6)

Los pacientes a corto plazo, son los que sufren agotamiento, inanición o traumatismos. Por lo cual requieren pocas disposiciones para su mantenimiento.

Los pacientes a largo plazo, son aquellos que sufren fracturas, traumatismos graves, intoxicaciones, etc. Que requieran de un periodo de recuperación prolongado. Algunos de estos pacientes se mostraran tan afectados que su respuesta al tratamiento no concluirá con una recuperación completa. A los pacientes a largo plazo se les requiere dar un tipo de cuidado mayor que a los de corto plazo, como son jaulas adecuadas para su recuperación (Fig. 45). (6)

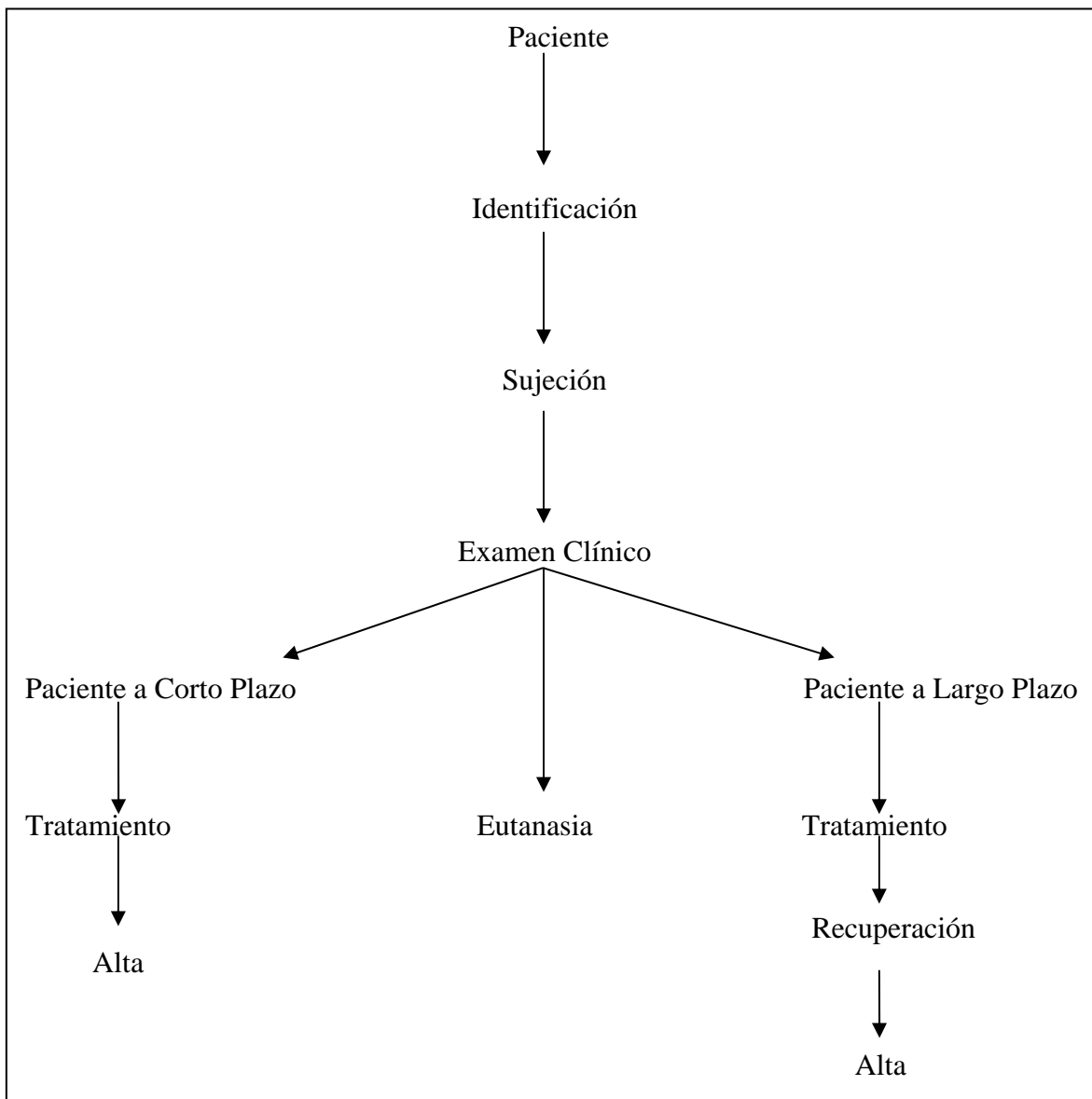


Fig. 45

Modificado de Beynon

Cada persona tiene su propio método de investigación y es aconsejable adherirse a él para no olvidar ningún aspecto y poco a poco se familiarizará con las particularidades de las aves. Una regla general útil lo es, de frente hacia atrás, y de exterior a interior, prestando atención especial a cualquier anomalía. Por lo tanto, el examen físico debe ser emprendido en una manera eficiente, rutinaria, y preparada y muy importante atraumático para el paciente. Algunas características importantes del examen clínico son: (15, 24, 38, 66, 84)

Eutanasia

Algunos pacientes no responderán al tratamiento, por lo tanto no llegarán a recuperarse satisfactoriamente, o son remitidos en estado muy graves, en estos casos se opta por la eutanasia.

Cabeza

El examen de la cabeza incluye la revisión de la cavidad bucal, estado del pico y cera, estado de la glotis, situación de los ojos, párpados y oídos. Palpar cuidadosamente sobre el cráneo, la piel de la cabeza debe ser revisada para cualquier señal de la hemorragia subcutánea, debido a los accidentes o las heridas que pueden ser causados por traumatismos. (22, 24, 77)

Pico

Se revisa el pico para descartar cualquier grieta en este, ya que esta puede ser una señal de fracturas subyacentes del premaxilar o la mandíbula, además si se encuentra dañado, podría dificultar la alimentación del ave. Revisar externamente, y abierto (unos fórceps pueden ser usados para abrir el pico) en orden se inspecciona primero las mucosas para ver el color, una coloración azul es normal en algunas especies, descartar la presencia de lesiones. Observar la glotis para descartar lesiones, y la tráquea para la presencia de parásitos. En el esófago se buscan cuerpos extraños o lesiones, esto con la ayuda de una luz, (la luz óptica facilitará el examen de la tráquea). La lengua se revisa para descartar lesiones (especialmente sublingualmente), debe tener un aspecto carnoso y no estar reseca o con heridas. Observar las fosas nasales para descartar obstrucción, deben estar limpias y exentas de mucosidades, con la ayuda de una luz se puede visualizar su interior. (22, 24, 33)

Ojos

El examen de los reflejos de ojo es en general difícil pero es algo más fácil en los rapaces, debido a que los ojos son proporcionalmente más grandes. Se deben examinar con una fuente luminosa (Oftalmoscopio). Debido a que el ojo constituye una gran porción del cráneo, esta ampliamente expuesto a cualquier traumatismo, esta es la razón por la cual el examen oftalmológico es parte esencial en un examen físico en pacientes traumatizados.

(22, 24, 33, 74)

Oído

Esto no es obvio en las aves debido a que no hay una oreja externa. En la mayoría de las aves el orificio externo es cubierto por plumas de contorno modificadas. En búhos las orejas son asimétricamente grandes y están colocadas de tal forma que mejora la sensibilidad direccional. Debido a su proximidad con los ojos, la oreja podría estar involucrada en algún trauma que afecte al ojo. El oído se debe observar limpio y exento de secreciones. La otitis se observa por que las plumas que están alrededor del oído se presentan enmarañadas. (22, 33)

Cuello

Palpar externamente y al mismo tiempo auscultar la tráquea con la ayuda del estetoscopio. Palpar el buche para encontrar restos de comida (Ej. Un trozo de hueso) o si es que esta vacío. Se observa si existe alguna lesión de piel y vértebras, posición del cuello. (22, 24, 78)

Cuerpo

Palpar primero el filo de la quilla (la quilla puede ser sentida pero no debe ser muy prominente, si cuesta trabajo palparla, es señal de obesidad), esto es de gran ayuda para la valoración de la condición corporal. Los huesos clavicular y coracoides deben ser palpados para descartar fracturas. Se debe revisar la condición corporal, palpando los músculos pectorales, estos deben ser simétricos.

La condición de los músculos pectorales es una guía importante para el estado nutritivo del ave. La disparidad en el tamaño de los músculos pectorales puede ser indicativa de la

atrofia del músculo (por ejemplo, por una lesión de ala), o la inflamación de la zona (por ejemplo, por una inyección), se dice que una pérdida de peso mayor al 30 % en rapaces diurnos y de un 20 % en aves nocturnas parece ser fatal. Las costillas y las escápulas deben ser cuidadosamente revisadas, para descartar fracturas.

Las vértebras torácicas y el sinsacro, deben ser revisadas cuidadosamente para revisar si hay heridas causadas por peleas entre congéneres. También se debe revisar la glándula uropigial, para detectar posibles cambios neoplásicos. Externamente buscar afecciones cutáneas, ectoparásitos, así como estado general del plumaje ya que algunos ectoparásitos pueden causar la caída de las plumas.

El plumaje del ave debe estar brillante y estar tendido plano sobre el cuerpo, descartando cualquier zona sin plumas. Si las plumas están erizadas, el ave esta tratando de ahorrar calor.

En el abdomen de las aves más grandes puede ser posible palpar la punta del hígado más allá del borde del esternón. La facilidad con que el abdomen pueda ser palpado, dependerá del tamaño del ave, en aves pequeñas esto es casi imposible, ya que si se ejerce demasiada compresión sobre los sacos de aire, se pueden reventar. (22, 24, 33, 37, 38, 71, 73, 77)

Alas

Se debe palpar todos los huesos y todas las articulaciones del ala, y compararlos con los de la otra ala, para descartar cualquier tipo de fracturas, o luxaciones de la articulación y evaluar la libertad de movimiento. Colocando al ave de cúbitodorsal se hace rotación del húmero y coracoides, tomando las alas con ambas manos se revisa radio y ulna, metacarpos y dedos. Si se deja caer un ala ligeramente podría demostrar una ruptura del tendón del músculo supracoracoides. La movilidad de todas articulaciones como son extensión, flexión o rotación, deben ser verificadas y comparadas en las dos alas.

Se recomienda iniciar la palpación en miembros que aparentemente estén sanos y no lesionados, para que por comparación el clínico pueda “palpar o sentir” la diferencia y detectar rápidamente una lesión. Las plumas de vuelo y las primarias deben ser examinadas durante la flexión y extensión, buscando que mantengan correctamente el espacio entre si y también se evalúa su inserción. (22, 24, 33, 66, 71, 77)

Piernas

Al igual que en las alas las piernas deben ser perfectamente revisadas y comparadas entre ellas, para descartar cualquier tipo de fractura o luxación. Esto puede ser difícil en el caso de aves pequeñas. El fémur se palpa en toda su extensión, desde la articulación con la cadera buscando dislocaciones o traumas, tibia, tarso, metatarso, falanges, estado de ligamentos, cojinete plantar, así como el estado de cada uña o garra, se verifica que tan afiladas están las garras y si están dañados, ya que están presentan cambios que pueden ayudar a establecer si el ave es joven o vieja.

En rapaces jóvenes, el tarsometatarso, se observa en dirección contraria a lo normal, cuando el ave crece y empieza a tomar el peso sobre sus piernas, los pies giran al puesto normal. En algunas aves jóvenes con enfermedad ósea metabólica, esto no ocurre y el tendón se encuentra permanentemente desplazado.

En el caso de que el ave este anillada, y este se encuentre muy ajustado, puede hacerse repentinamente un problema agudo, la limitación para el suministro de sangre para el pie puede resultar en la necrosis o la gangrena. Este problema se presenta principalmente en aves grandes. Es por eso que los pies deben ser revisados cuidadosamente. (22, 24, 33, 71, 77)

Cloaca

Debe estar limpia, no debe estar inflamada, ni prolapsada y sin presencia de heces en las plumas (estos signos puede ser por: enteritis, cloacitis, cálculos). La mucosa interna no debe de verse a menos que se exponga manualmente. Se puede usar un dedo enguantado con lubricante, para revisar el interior de la cloaca, esto nos ayudara a detectar cálculos,

sangre u otras patologías. Además la cloaca puede ser revisada con un endoscopio para un mejor diagnóstico. (24, 33)

Peso y Medidas

La condición corporal y el peso, son generalmente correlacionados directamente, es decir un ave en buena condición corporal tiene un peso para su especie y sexo. Las excepciones para esta correlación pueden existir bajo las ciertas circunstancias. Aves que no vuelan regularmente y pasan la mayor parte de su tiempo sobre una percha podrían presentar un mal estado físico y estar obesas.

Generalmente los dueños de este tipo de aves saben el peso de su ave, sin embargo es mejor verificarlo. Puede ser que algunas aves no permitan pesarlas, para esto nos podemos ayudar de métodos de contención físicos (redes, toallas, caperuzas etc.), después se debe restar el peso de estos métodos, el uso de básculas electrónicas nos facilitara la tarea (Fig. 46-48).

Las rapaces, también deben ser medidas (Fig. 49), como por ejemplo la cabeza (desde el pico a la nuca), largo total (del pico ala cola), envergadura (de la punta de un ala a la otra).

(24, 38, 94)



Fig. 46, 47, 48 Pesaje del Ave

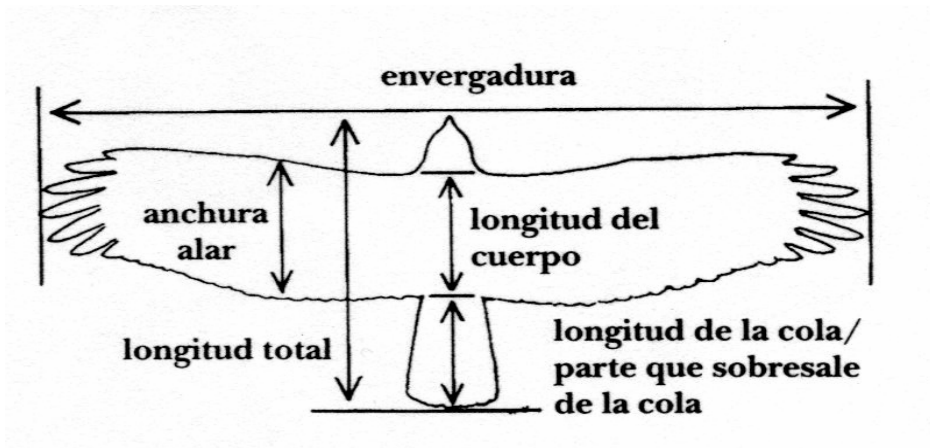


Fig. 49 Medición del Ave

Modificado de Ferguson

Sistema Nervioso Central

Las aves podrían mostrar alguno de los siguientes signos: tortícolis, opistótomos, ataxia, parálisis y espasmos. Todos estos podrían ser causados por la deficiencia de vitaminas B o E, una enfermedad contagiosa, envenenamiento, contusión etc.

El propietario puede decidir cambiar la dieta, Ej. de pollitos de criadero muertos a codornices. El ave puede negarse a comer, por lo tanto empezara a adelgazar y puede resultar en el inicio agudo de hipoglucemia. Tales aves pueden aparecer dormidas o semi muertas. Tienen que alimentarse con glucosa vía oral.

La hipocalcemia y la hipoglucemia en rapaces diurnas, son las causas más comunes de alteraciones en el SNC. Entre las enfermedades contagiosas que causan señales nerviosas está Newcastle que es las más importante, afectas a todas especies. Los signos que presenta son mover la cabeza de un lado a otro, particularmente en búhos y es equivalente al nistagmo en mamíferos. (22)

Corazón y Pulmón

Auscultar el corazón en el espacio interclavicular, los pulmones y los sacos aéreos dorsales y laterales. La auscultación podría mostrar sonidos anormales, aunque podría ser difícil determinar con precisión éstos. El estetoscopio tiene una participación importante en el examen clínico, la auscultación del corazón, pulmones y sacos aéreos, se necesita de un poco de experiencia en pacientes aviares. Se debe prestar atención a los estertores o sonidos anormales, número de respiraciones por minuto, frecuencia y profundidad. Los murmullos de corazón son a veces detectables en las aves más grandes.

Se empieza observando el estado y color de la mucosa de la glotis. El grado de respiraciones en aves con un peso menor a 2 Kg. está generalmente entre 15 y 30 respiraciones por minuto. Las aves más grandes, como buitres respiran 10 - 15 veces por minuto generalmente. Sin embargo a menudo hay mucha variación. Se debe recordar que el corazón aumentará sus pulsaciones significativamente durante el manejo. (22,24)

Aparato Digestivo

La revisión comienza desde la cavidad bucal, observando características de la egagrópila, así como características del excremento. En rapaces, el estómago lleno puede ser distinguido como una estructura algo fusiforme. Se debe observar al ave sobre su percha, si el abdomen se encuentra distendido puede ser causado por ascitis o por la ruptura de los músculos abdominales. La ascitis puede ser confirmada por paracentesis. (77)

Procedimientos de Diagnostico Adicionales Para la Investigación de Clínica

Además del examen clínico mencionado anteriormente, existen otras técnicas que nos pueden ayudar a llegar a un diagnóstico preciso (El estetoscopio ya ha sido mencionado). Dentro de las otras técnicas de las cuales podemos ayudarnos están: el termómetro, la electrocardiografía, el oftalmoscopio, las radiografías, el ultrasonido y las pruebas de laboratorio.

El termómetro nos proporcionará la temperatura exacta del ave, la temperatura corporal en rapaces se toma al igual que en las demás aves en la cloaca, sus rangos van de 37.2 hasta 41.2° C, pero esto puede variar dependiendo de la actividad del animal. Es inversamente proporcional a la talla por ejemplo la temperatura promedio en los buitres es de 39.5° C mientras que en los cernícalos el promedio es de 41° C. Un salto en la temperatura corporal por la noche es un rasgo fisiológico reconocido de ciertos búhos.

Las técnicas de imagenología son una parte vital de la medicina aviar hoy en día. En la gran mayoría de los casos, las más utilizadas y accesibles son las radiografías; sin embargo existen otras técnicas no invasivas, tales como ultrasonido, tomografía axial computarizada, y la resonancia magnética, aunque estas técnicas no son fáciles de realizar por no contar con el equipo necesario, se puede tratar de conseguir dichos estudios en universidades o incluso en hospitales para asistencia humana, en casos de que el ave sea de una especie muy valiosa hablando biológicamente, es decir una especie poco común o en peligro de extinción. (10, 24, 33, 55)

Radiografía

La radiografía tiene una participación importante en el diagnóstico de aves rapaces. Es una herramienta de diagnóstico de uso frecuente, ayuda a diagnosticar fracturas, luxaciones, cuerpos extraños etc. Además, es una de las técnicas diagnósticas más útiles debido a la rapidez de su interpretación y por no ser invasiva. La radiografía revelará algunas condiciones que no pueden ser detectadas durante el examen clínico por ejemplo, fracturas del coracoides, cuerpos extraños, también podemos observar varios órganos como son el hígado, bazo, el corazón y el sistema urogenital.

Los estudios radiográficos son un procedimiento de rutina que pueden ser utilizados para la evaluación del sistema esquelético o tejidos blandos de las aves. Estas especies son excelentes candidatos para el diagnóstico radiográfico debido a su tamaño pequeño, cuerpo compacto y sistema de sacos aéreos, que provee un contraste negativo natural. (10, 24, 38, 71)

Técnicas radiográficas

En la atención clínica de aves de presa, la gran mayoría de los casos son de origen traumático accidental o intencional. Hay diferentes técnicas que pueden utilizarse para manejar a un ave durante la realización de un estudio radiográfico. Sin embargo siempre será mejor, desde el punto de vista de la radiación emitida, contenerla de tal manera que no sea directamente con las manos. (10, 66)

Se recomiendan la posición ventrodorsal y la lateral, para interpretaciones exactas. Para la revisión de los pulmones y el sistema gastrointestinal es mejor una visualización lateral, con las alas plegadas encima del cuerpo del ave. Los pulmones presentan una apariencia de panal de abeja.

Para la proyección lateral del cuerpo, el ave se coloca sobre su costado derecho con los miembros pélvicos extendidos caudalmente y las alas extendidas dorsalmente. Debido a las características anatómicas de las aves la interpretación de las radiografías puede ser complicada debido a la sobreposición de las estructuras, sin embargo los sacos aéreos proporcionan contraste negativo a lo largo de la cavidad celómica, lo cual ayuda para diferenciar estructuras. En la posición simétrica correcta ambos acetábulos pélvicos y las articulaciones escápulo-humerales quedarán sobrepuestos. También se puede adelantar el fémur derecho con relación al izquierdo para permitir la evaluación de ambos miembros pélvicos (Fig. 50).

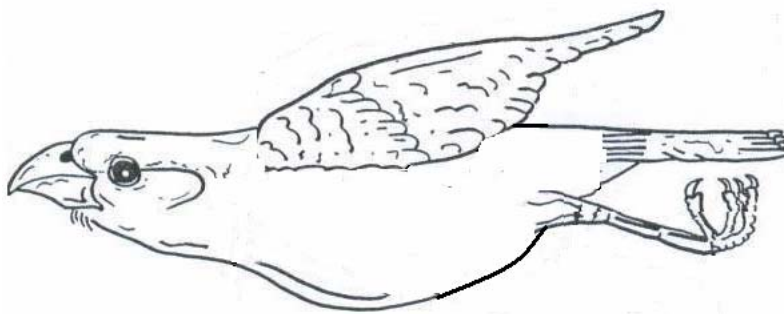


Fig. 50 Posición Lateral

Modificado de Heidenreich

La vista ventrodorsal da una mejor idea del corazón, el hígado, los sacos aéreos, y el riñón. En esta proyección el ave se coloca en recumbencia dorsal y las alas y miembros pélvicos se extienden fuera del contorno del cuerpo para evitar la sobreposición, cuando se logra una posición simétrica correcta el esternón deberá aparecer sobre la columna vertebral en la radiografía (Fig. 51).

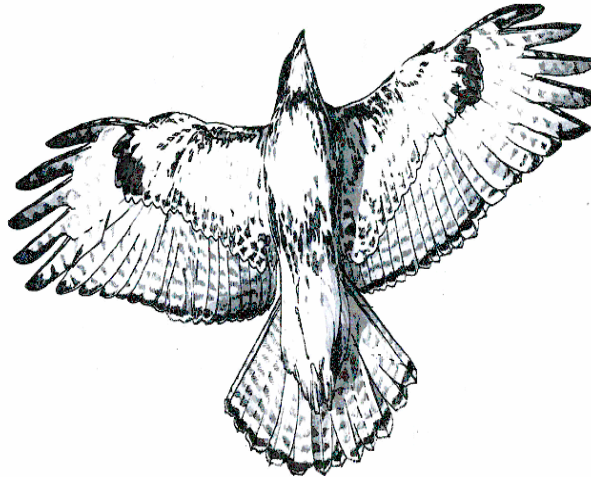


Fig. 51 Posición Ventrodorsal

Modificado de Weindensaul

Existe una diferencia considerable en el tamaño de los sacos aéreos entre las fases inspiratoria y espiratoria de la respiración, por eso es importante tomar las radiografías cuando el ave este en la fase de inspiración, que es cuando los sacos aéreos presentan su máxima expansión.

El tomar imágenes en dos posiciones nos permite hallar la posición exacta de un hueso fracturado, órgano u objeto mediante la triangulación, evitando la confusión causada por la súper posición de estructuras óseas.

Al posicionar aves se debe considerar especialmente la respiración, se considera que las aves en recumbencia lateral, tienen una mayor libertad de movimientos respiratorios, disminuyendo en las posiciones dorsoventral y ventrodorsal.

En la clínica privada de pequeñas especies la anestesia, permite que el ave sea colocada en las posiciones requeridas y evita los movimientos de forcejeo, las mismas posiciones radiológicas pueden obtenerse utilizando cinta adhesiva (masking – tape) o cintas de belcro, para mantener al ave en la posición indicada. Debe tenerse cuidado al retirar la cinta para no “arrancar” plumas que se quedan pegadas a la cinta, las cuales pueden ser retiradas humedeciéndolas con una torunda con alcohol, antes de hacer tracción.

La decisión de sedar a un ave para la realización de este tipo de estudios dependerá de cada paciente, ya que si hay un aparato de anestesia inhalada disponible esto permitirá realizar un mejor manejo de los individuos que no están acostumbradas al contacto con los humanos y evitará placas radiográficas movidas sin utilidad diagnóstica. Para los estudios de la cabeza y cráneo se recomienda la sedación. (3, 10, 24, 33, 38, 61, 66, 71)

En los estudios con medio de contraste positivo, como los de tránsito gastrointestinal, la sedación está contraindicada debido a que disminuye el peristaltismo. Se usan medios de contraste como el sulfato de bario o el iohexol para revelar la presencia de cuerpos extraños o anomalías estructurales en el tracto digestivo. Sin la utilización de medio de contraste es muy difícil diferenciar las porciones del tracto intestinal en las radiografías.

Ciertas características anatómicas normales deben ser tomadas en cuenta al momento de revisar la placa radiográfica, por ejemplo, algunos huesos son vistos frecuentemente en el buche o en estomago de este tipo de aves, esto por el tipo de alimentación de estas aves. (10, 24, 31, 38)

Con base en la alta frecuencia respiratoria de las aves, y generalmente su tamaño pequeño, la obtención de estudios radiográficos de utilidad diagnóstica requieren de tiempo de exposición corto, siendo los máximos recomendados por diferentes autores entre 0.015 a 0.05 segundos, o menos si el equipo lo permite.

Además, se recomienda la utilización de un equipo de rayos X con mínimo de 200 a 300 de mA y de 45 a 55 de kV. La distancia utilizada en general entre el foco y la película radiográfica es de un metro. Se recomienda desarrollar una técnica propia con base en el equipo con que se cuente, el mismo gabinete, el tipo de películas disponibles, tiempo de revelado, de ser posible con el mismo radiólogo y las especies que se manejen con mayor frecuencia, con la finalidad de estandarizar la técnica en beneficio del Médico y del ave. (10, 66)

Interpretación

El estudio e interpretación de una radiografía debe empezar por la periferia (piel, cuello, musculatura, extremidades), e ir dirigiéndose de forma centrípeta hasta el centro, repasando en primer lugar las estructuras óseas, las articulaciones, el aparato respiratorio, el aparato digestivo, el sistema renal y, por último, el sistema cardiovascular cuando puedan ser evaluables. Un error común es fijar la atención en una lesión obvia y pasar por alto anomalías menos aparentes. Por lo que la revisión de una radiografía debe ser sistemática y completa, ya que un error en la interpretación radiológica desencadenará posteriormente en errores para llegar a un diagnóstico, tratamiento y evaluación de la evolución de paciente (Fig. 52-53). (10, 33, 66)

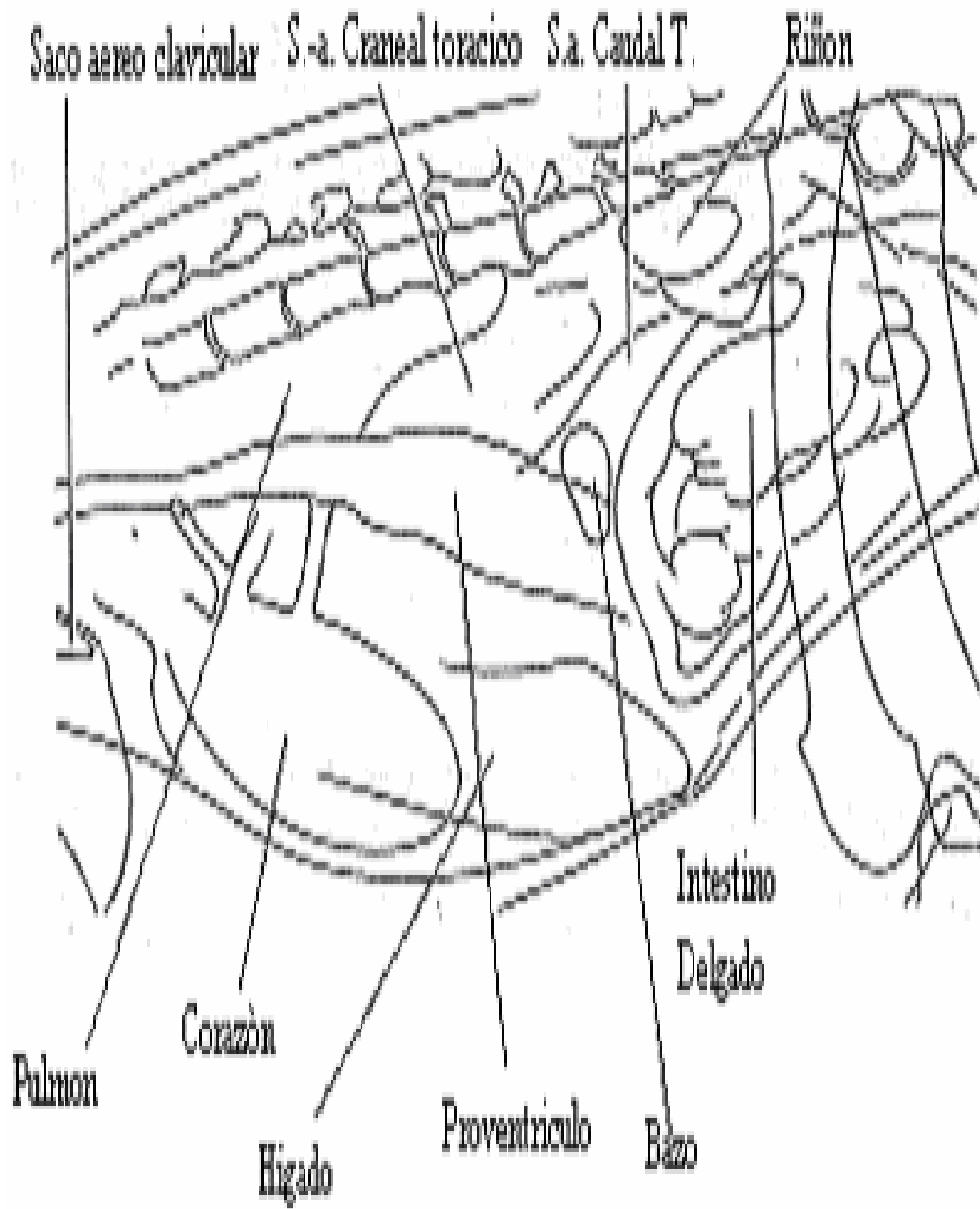


Fig. 52 Interpretación Esquemática de una Radiografía en Posición Lateral

Modificado de Heidenreich

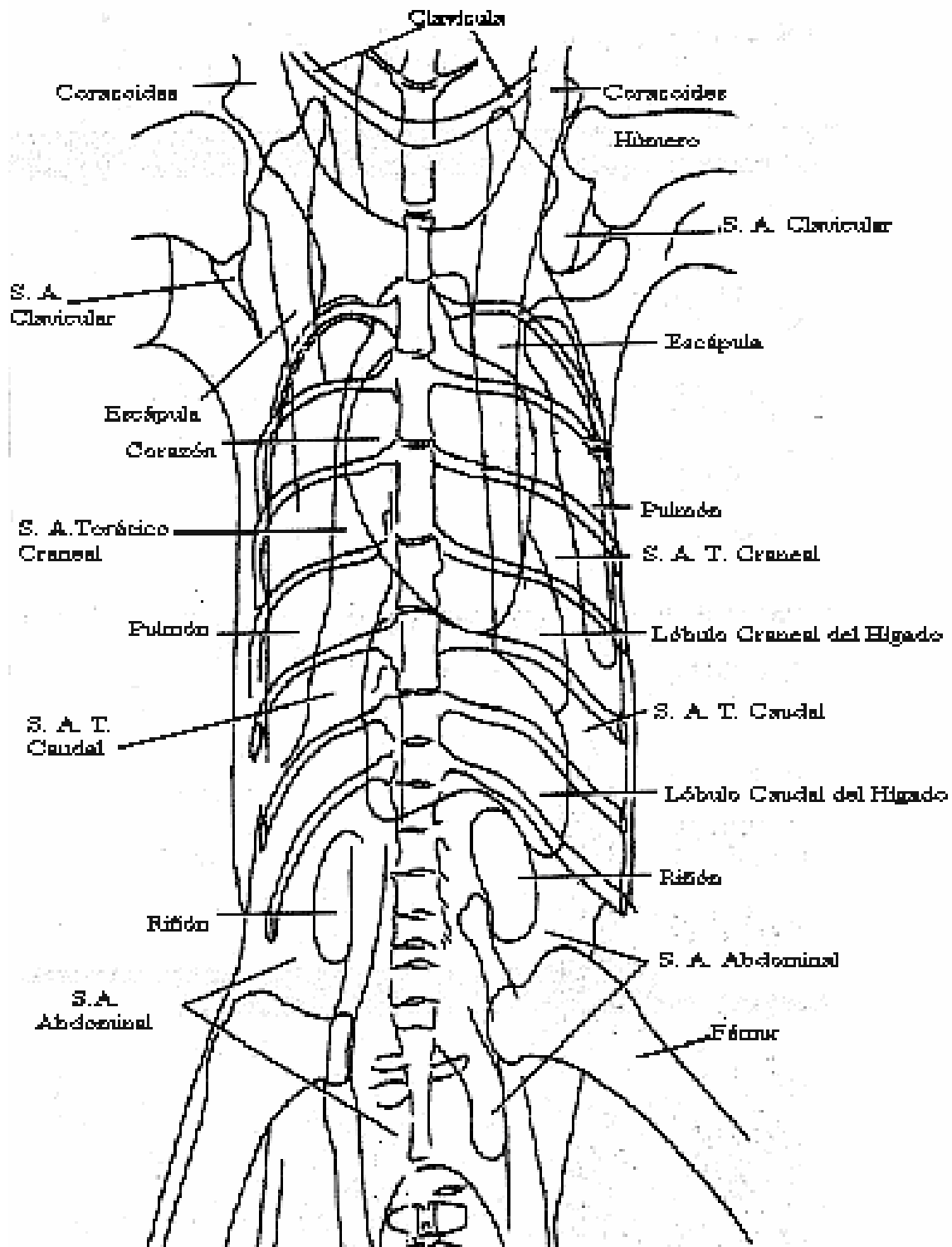


Fig. 53 Interpretación Esquemática de una Radiografía en Posición Ventrodorsal

Modificado de Heidenreich

Endoscopia

La endoscopia está precedida por la inspección del paciente por examinación radiográfica, hematología y bioquímicas. Tanto la anatomía propia de las aves así como la naturaleza poco invasiva de la endoscopia, la claridad y la utilidad para el diagnóstico clínico, ha revolucionado la manera de aproximar los problemas clínicos de todo tipo de aves, haciendo de la endoscopia una necesidad para cualquier veterinario atendiendo a aves silvestres.

La endoscopia es una práctica que se ha vuelto casi rutinaria en la medicina aviar en los últimos años, puede ser usada para revisar el esófago, la traquea, la cloaca y órganos internos y puede dar información adicional al diagnóstico por medio del principio de la mínima invasión. Su principal uso es en la determinación del sexo en pacientes aviarios, en especies que no presentan dimorfismo sexual. El endoscopio, permite tomar muestras para biopsias, con el equipo adecuado es un procedimiento poco invasivo que añadirá una visualización microscópica al procesar los tejidos.

La ventaja que ofrece la endoscopia en estos animales es la recuperación inmediata o casi inmediata ya que aprovechando orificios naturales, se pueden realizar observaciones no invasivas. Aunque es posible realizar este estudio sin anestesia, con sólo la inmovilización física, es poco práctico, ya que puede representar un estrés excesivo para el animal y aumenta el riesgo de que algo salga mal, por lo que se recomienda siempre usar anestesia.

(24, 33, 38, 67, 92)

Ultrasonido

El ultrasonido en medicina veterinaria se comenzó a utilizar a finales de los años 70's, siendo disponible solo en hospitales de algunas universidades y algunas clínicas veterinarias. El ultrasonido, puede ser particularmente útil en el diagnóstico lesiones de tejido blandos. La obtención de imágenes por ultrasonido provee un diagnóstico muy

valioso en mamíferos, sin embargo en aves, es poco usado, reportándose solo un 12% de su uso en animales silvestres.

Las características anatómicas, incluyendo las plumas, los sacos aéreos, el depósito de grasa, los huesos neumáticos y la disposición de las vísceras, obstruyen la penetración de ondas de sonido de alta frecuencia y dificulta la obtención de buenas imágenes.

El ultrasonido, tiene muchas aplicaciones, que pueden ser utilizadas en casos de reproducción, ontología, y cardiología. La más importante en las aves, es la determinación del sexo en especies monomórficas en aves de presa mayores de 4 Kg.

Existen algunos reportes de su utilización en pacientes con ascitis, para la evaluación de patologías hepáticas y urogenitales. Algunos autores recomiendan un transductor de 8 mm de diámetro introducido en la cloaca. Se debe realizar una sujeción física o química, en la mayoría de las especies.

Dentro de las ventajas del ultrasonido, en comparación con otras técnicas de obtención de imágenes, como las radiografías, la resonancia magnética y la endoscopia son:

1. Es no invasiva y puede realizarse cuantas veces sea necesario.
2. Se pueden observar las imágenes en tiempo real y guardar para posibles referencias.
3. Permite realizar mediciones de algunas estructuras in situ (órganos, cuerpos extraños).
4. Es portátil y por lo tanto, puede ser llevado al aviario.

Sin embargo, hasta el momento no parece ser todavía una alternativa para utilizarse de manera rutinaria. (27)

Resonancia Magnética (RM)

Igual que con otras técnicas usadas en medicina veterinaria, la RM tuvo sus orígenes en la medicina humana, las primeras imágenes se dieron a conocer a principios de la década de los 70's. Al igual que los rayos X y el ultrasonido, la RM es una técnica diagnóstica que permite obtener imágenes del interior del organismo. Sin embargo esta tiene la ventaja de mostrar imágenes de mayor claridad, en tejidos blandos, permitiendo identificar pequeñas alteraciones de estos, localizados en cualquier parte del cuerpo, se utiliza sobre todo en el corazón, venas, arterias, cerebro y sistema nervioso central, desde cualquier ángulo o dirección en un periodo relativamente corto, es por eso que la RM es la técnica de diagnóstico de elección esencial para todos los procesos del cerebro y del sistema nervioso central.

Los animales deben estar inmóviles para el estudio así que la mayoría de los animales deben estar anestesiados. Las aplicaciones más comunes de la RM en animales silvestres, incluyen el valorar el sistema nervioso central, revisar los tejidos blandos de articulaciones, e investigar el flujo de sangre con y sin agentes de contraste. En aves se ha utilizado en el estudio del ojo en búhos, y en el estudio del cerebro. (27)

Tomografía Axial Computarizada (TAC)

Esta técnica se empezó a usar en 1972, es una herramienta de diagnóstico muy precisa que permite explorar el interior del organismo sin el empleo de procedimientos invasivos, proporciona imágenes de los órganos internos en forma de "cortes" transversales del cuerpo, tiene la ventaja sobre los rayos X, de que nos muestra una mayor resolución, así como el poder presentarnos las imágenes en tres dimensiones, ya que estos aparatos emiten rayos X en diferentes direcciones hacia el cuerpo del paciente, lo que nos permite la reconstrucción de las imágenes a partir de diferentes vistas o cortes, esto nos ayuda a dar un mejor diagnóstico, ya que nos permite conocer la forma de la estructura anatómica que afecta a los tejidos, especialmente en regiones como la cabeza y la medula espinal.

Se utiliza principalmente en la cabeza, medula espinal, esqueleto apendicular, y órganos internos como riñones, hígado, páncreas, pulmones, sacos aéreos y corazón. Para realizar esta el animal debe estar quieto, por lo que deberá estar anestesiado.

Los principales inconvenientes de estas dos técnicas, es que no son tan accesibles para cualquier especie, mucho menos para especies silvestres, lo que dificulta poderlas conseguir, incluso en instituciones de enseñanza e investigación, además de ser caras, sin embargo si se trata de una especie con alto valor biológico, es decir en peligro de extinción o un ejemplar muy valiosos, se puede recurrir a instituciones de salud humana, para realizar dichos estudios. (10, 24, 27, 39)

OBTENCIÓN DE MUESTRAS PARA LABORATORIO Y SU INTERPRETACIÓN

Para la integración del diagnóstico final es necesaria la correlación de los resultados del estudio radiográfico con los hallazgos clínicos y de otras pruebas diagnósticas. Frecuentemente con el examen físico no se encuentran enfermedades subclínicas, esto hace de las pruebas de laboratorio una herramienta muy importante para complementar la historia clínica y el examen físico, y evitar así el tratamiento empírico de las aves afectadas.

Realizando estudios seriados, es posible efectuar el seguimiento del curso de los procesos fisiopatológicos y evaluar el tratamiento o verificar la recuperación de la enfermedad. El examen físico, la historia, clínica y los hallazgos de laboratorio deben estar siempre integrados para elaborar el diagnóstico más adecuado y administrar el tratamiento más indicado en cada caso clínico. Muchas veces la toma de muestras (heces, sangre muestras microbiológicas) deben ser hechas durante el examen físico, cuando el animal sigue bajo los efectos de la anestesia, para facilitar su recolección.

Las especies aviarias que sufren de procesos infecciosos o daños por traumatismos son presentadas con frecuencia a las clínicas veterinarias. La manipulación, la administración de medicamentos y la hospitalización son factores de tensión para las aves silvestres y todo ello influye en los resultados de laboratorio.

Diagnósticos del Laboratorio

Dentro de las pruebas adicionales que podemos usar están:

Parasitología, hematología, química sanguínea, de la Egagrópila, uratos y biopsias. (10, 24, 38, 52, 65, 94)

Examen Coprológico

Un examen de una muestra de fecal, es simple y provee mucha información. Los exámenes de parasitología, son similares a los usados en otras especies y pueden ser realizados fácilmente en la clínica. Este tipo de exámenes debe ser hecho cada seis meses en aves rapaces. La presencia de parásitos puede traer problemas, especialmente durante el entrenamiento debido al estrés relacionado con su actividad. Las aves de reproducción confinadas a pajareras también pueden ser expuestas a la presencia de parásitos. Para su control la sustitución ocasional del sustrato de la pajarera puede ayudar a minimizar tal riesgo.

Obtención de Muestras

Se necesitan aproximadamente 10 g de heces, para un examen coprológico. Se puede obtener colocando papel plastificado, papel encerado, o papel aluminio, bajo una percha o alrededor de esta, por lo tanto la muestra no se contaminará por el sustrato del aviario. En la clínica, se puede esperar a que el ave defeca. El estar en un lugar poco familiar estimula la excreción, y así la obtención de heces no es generalmente un problema. Si es necesario, se puede usar un hisopo de algodón humedecido, para obtener una muestra directamente de la cloaca.

Envío de Muestras

Generalmente todos los laboratorios, tienen servicio de mensajería y recogen la muestra el mismo día de la toma, la muestra debe ser colocada en un recipiente irrompible y bien sellado.

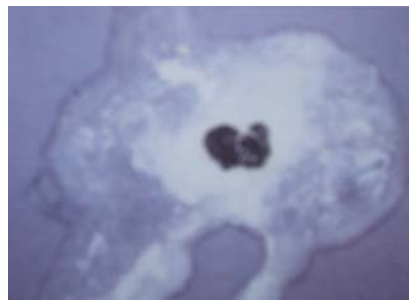
Observación de Heces

La evaluación de la muestra fecal a simple vista puede proveer información valiosa. La forma y color, cambian dependiendo del tipo de la dieta, generalmente las heces tienen un centro negro rodeado por los uratos de color blanco, a veces acompañado por un anillo más grande de orina clara, otro ejemplo son las porciones fecales de color verde brillante que ocurren cuando un ave ha ayunado, esto por la presencia de bilis, otros tonos de verde son

indicativos de problemas en el hígado, riñón o en el resto del tracto urinario, mientras un color café oscuro, puede estar relacionado con la alimentación rica en grasas.

Heces

Las heces deben ser firmes, sin restos de sangre o comida no digerida. El color de las heces puede variar dependiendo del tipo de comida, la presencia de sangre puede ser indicativa de una enfermedad gastrointestinal, tumores en riñón, testículos u ovarios, enfermedad hepática o intoxicación (Fig. 54-55).



(38)

Fig. 54 Excremento Normal, el Color Negro se Atribuye al Consumo de Carne Roja.



(38)

Fig. 55 El Material Fecal También Puede Aparecer Amarillento y Granular si ha Consumido Carne Blanca, o Grasosa.

Uratos

Éstos pueden variar de color, desde un color blanco a un color cremoso. Los uratos verdes o amarillos, pueden indicarnos una enfermedad hepática causada por desnutrición, enfermedades bacterianas como *Chlamydophila sp.* o infecciones virales. Si los uratos del ave empiezan a parecer de color verde pastel, es probable que muera el animal. La falta de uratos puede indicar una enfermedad renal o hepática.

Orina

Un examen de orina normal no es posible en aves porque producen una mezcla relativamente concentrada de orina y heces. La abundancia de un componente acuoso podría ser indicativa de una enfermedad renal, hepática o incluso diabetes mellitus. En incremento en la orina también puede deberse al estrés causado por un viaje o manejo.

La poliuria, debe ser investigada para confirmar si la causa es fisiológica o patológica, y el grado de poliuria.

La poliuria primaria puede ser causada por una infección causada por *Chlamydia* o un daño tóxico. La poliuria secundaria, está relacionada con cualquier causa de polidipsia, por ejemplo: diabetes mellitus o insípida, enfermedad pituitaria, hipertiroidismo, neoplasias adrenales, iatrogenia (corticosteroides, aminoglucósidos), hiper o hipocalcemia, deficiencia de Vit A, exceso de proteína en la dieta, hipervitaminosis D₃, o exceso de sal en la dieta.

La orina debe ser revisada tan pronto como sea posible después de la evacuación, se debe evaluar el pH, la glucosa, el sedimento, las cetonas y el color, se puede usar una tira reactiva.

Examen microscópico

Se pueden usar dos métodos para detectar huevos de parásitos fecales:

Flotación:

La muestra fecal es colocada en una solución saturada de cloruro de sodio, los huevos del parásito son menos densos que la solución y flotarán hacia la superficie, donde pueden ser retirados fácilmente para la observación al microscopio. La mejor solución es hecha usando Cloruro de Sodio y Cloruro de Zinc (26.3 g + 25.7 g respectivamente en 100 ml de agua).

Sedimentación:

Los huevos de cestodos y acantocéfalos son particularmente pesados y no flotarán usando la técnica de flotación. Para encontrarlos, el sedimento debe ser revisado. Esto supone decantar la solución.

Resultados:

Encontrar e identificar huevos de parásitos en una muestra fecal es obvio y fácil. Sin embargo, el no encontrar tales huevos no indica que el ave está libre de los parásitos. Todos los endoparásitos, tienen un período de prepatencia entre la época de la infección inicial y la presencia detectable de los huevos en las heces del ave. Este período puede durar varias semanas, durante el cual el ave esta infectada y es posible que no se pueda hacer un diagnóstico. Es por eso que se debe hacer una segunda prueba, algunas semanas después, antes de dar como negativa a un ave.

La identificación de las infecciones causadas por parásitos en aves de presa, requiere conocimientos minuciosos de los parásitos comunes en estas especies. Sin embargo ocasionalmente se pueden observar parásitos que no son fácilmente identificables, especialmente en aves de vida libre. Conviene estar familiarizado con artefactos y no confundirlos con parásitos. (18, 24, 32, 33, 38, 89)

Raspados Cutáneos, Exámenes de Pluma y Ectoparásitos

En las lesiones de piel se debe hacer un raspado con una hoja de bisturí, hasta que sangre, los raspados se realizar principalmente en los casos de sarna *knemidocóptica* para ello se debe emplear glicerina como vehículo y el raspado deberá observarse al microscopio compuesto.

La muestra obtenida se mezcla con una solución al 30 % de hidróxido de potasio (KOH) y se revisa bajo el microscopio, después de aproximadamente 30 minutos. El hidróxido de potasio disolverá todo tejido conectivo y deja ver los exoesqueletos intactos de los parásitos de piel y serán más fáciles identificar.

Los exámenes de las plumas tienen sentido sólo si la muestra es obtenida en la clínica y revisada inmediatamente. Si existen ácaros en las plumas, partirán rápidamente cuando la pluma sea retirada del cuerpo. Si una muestra de pluma tiene que ser enviada por correo, debe ser puesto en una bolsa de plástico transparente y hermético inmediatamente, cualquier parásito que este presente puede ser encontrado en las esquinas de la bolsa, en cualquiera de los casos deben observarse al microscopio.

El diagnóstico de ectoparásitos debe llevarse a cabo directamente sobre el ave, separando los ectoparásitos; en el caso de moscas y piojos deben aislarse empleando pinzas y colocarlos en frascos con alcohol, en el caso de ácaros se pueden aislar sobre el ave utilizando un algodón empapado de alcohol. (38, 73)

Examen de la Egagrópila (pellet)

La pastilla o el pellet que es regurgitada por el ave después de una comida, consta de materiales que no digirieron como son pelo, plumas, uñas e incluso huesos del animal ingerido. Valorar estas sobras puede proveer información valiosa respecto a la salud y la actividad digestiva de un ave. Generalmente es de forma ovalada, algo elástica y ligeramente húmeda e inodora. La superficie puede estar cubierta con una capa fina de moco.

Partículas de carne de no digeridas, con un olor a podrido, demuestran un trastorno digestivo o una mal formación del pellet, (a menudo debido al estrés). Las manchas de sangre sobre una pastilla resultan de lesiones en el esófago o estómago.

Biopsias

La biopsia es una técnica de gran ayuda, ya que nos puede dar información real y detallada sobre la etiología, evolución y estado del proceso patológico que sufre el ave. Las muestras de tejido para histología pueden ser obtenidas de casi cualquier órgano. Se debe hacer una incisión pequeña, el endoscopio permite tener acceso a los órganos para tomar las muestras. Por ejemplo la toma de muestra de la membrana de un saco aéreo, permite un diagnóstico de aspergilosis, también pueden ser tomadas de la piel, hígado, riñón. (24, 33, 38)

Histopatología

El material para el examen de histopatología debe ser preparado en una solución de formalina al 10 %. Se pueden observar con tinciones, las más usadas son hematoxilina/eosina, (HE), Tinción de Schiff (PAS), o la de Ziehl – Neelsen.

Citología

Hasta la fecha, el único método del laboratorio seguro para la detección de sangre en heces aviares ha sido el examen citológico. Esta prueba depende de la presencia de glóbulos rojos intactos, que puede quedarse intacto durante el tránsito gastrointestinal. El excremento de ave se seca rápidamente si no es coleccionado inmediatamente. Las técnicas más comunes son el frotis y el lavado, para el lavado se utiliza solución salina. Además, estas pruebas podrían ser también útiles para evidenciar la presencia de una úlcera gástrica. Se pueden obtener muestras del tracto digestivo, cloaca, coanas, traquea, sacos aéreos, piel, articulaciones, fluido abdominal. (24, 32, 33, 38)

Hematología

Los hallazgos hematológicos por sí solos, rara vez proveen de un diagnóstico etiológico real pero permiten al clínico comprender la severidad de la condición que presentan los animales. La sangre de las aves es diferente a la sangre de los mamíferos en muchos sentidos. Todas las células sanguíneas aviares son nucleadas, incluyendo eritrocitos y trombocitos (equivalente a las plaquetas). Sin embargo los métodos de hematología básicos para los mamíferos también son aplicables a la hematología aviar.

Los parámetros de la hematología y la química sanguínea, varían significativamente en aves, dependiendo de la clase, sexo, edad, peso etc. Las muestras de sangre, por lo tanto tienen un valor limitado en rapaces, es por eso que el médico debe ser consciente de sus limitaciones y usar discreción cuando interprete los resultados.

Toma y Envío de Muestras Sanguíneas:

Para la realización de los estudios hematológicos, es fundamental conocer los procedimientos de la toma y envío de muestras de sangre de la manera más adecuada para que los resultados obtenidos sean confiables.

Las muestras de sangre pueden ser obtenidas a partir de la vena yugular (se recomienda la derecha por ser más fácil de localizar) aunque se debe tener cierta experiencia y conocimientos de anatomía topográfica para esto, de la vena del ala (braquial) (Fig. 56), la vena de la pierna (vena medial metatarsal) (Fig. 57), o mediante el corte de la uña a partir del cual, es posible realizar un frotis sanguíneo y obtener suficiente sangre en un tubo capilar con heparina para realizar el centrifugado de la muestra y así obtener la concentración de las proteínas plasmáticas y el hematocrito. Sin embargo el recorte de la garra no es un método seguro para la recolección de sangre porque la muestra se coagula a menudo cuando es recolectada y los búhos y lechuzas dependen de sus garras bien afiladas para desgarrar su comida. En ocasiones los pies de las aves están sucios sobre todo si estos tienen acceso a la tierra, y deben ser perfectamente limpiados para obtener las muestras.

Las plumas que recubren al ala, deben ser humedecidas ligeramente con agua o alcohol. Incluso en rapaces grandes, la muestra debe ser obtenida usando una jeringa insulínica, ya que las venas son muy pequeñas y son fáciles de lacerar, resultando en hematomas grandes, aunque el uso de una mariposa disminuirá la oportunidad de que la aguja se salga de la vena y al parecer es menos probable que se cause un hematoma. Con la experiencia, la muestra de sangre puede ser obtenida rápidamente y con un estrés mínimo para el ave. Después de que la sangre ha sido obtenida, debe aplicarse compresión sobre el sitio de venipunción por unos segundos antes de soltar el ave.

Se requiere al menos 1 ml de sangre mezclada con 0.1 ml de anticoagulante EDTA. En general, se considera que se puede obtener 1% de sangre con respecto al peso del ave sin causar en ésta un trastorno fisiopatológico importante. Las tinciones para el frotis sanguíneo en aves pueden ser: la de Wright, la de Wright - Giemsa, la de Wright - Leishman, y la de Grumwald - Giemsa.

Por otro lado, la conservación de la muestra es de suma importancia para obtener resultados confiables:

Las muestras de sangre se deben refrigerar por no más de 6 horas de preferencia, para evitar que la morfología celular se altere y que la muestra se deshidrate. Se pueden utilizar las jeringas donde se recolectó la sangre, evitando que se queden en el sol o en el calor. A partir de esta muestra será posible realizar la biometría hemática o hemograma. Los frotis sanguíneos pueden conservarse en alcohol del 96 o hasta que sea posible su tinción para la observación microscópica. (13, 24, 29, 33, 35, 38, 76, 94)



(38)

Fig. 56 Toma de Muestra Sanguínea de la Vena del Ala (Braquial)



(38)

Fig. 56 Toma de Muestra Sanguínea de la Vena de la Pierna (Vena Medial Metatarsal)

Interpretación de Resultados

El hemograma consiste en una serie de pruebas de laboratorio sencillas, entre las que están las siguientes determinaciones:

- Hematocrito o paquete globular
- Concentración de las proteínas plasmáticas
- Concentración de hemoglobina
- Cuenta total de eritrocitos y leucocitos
- Cuenta diferencial de leucocitos
- Cuenta total de trombocitos
- Observación de la morfología de las células sanguíneas.

Hematocrito o Paquete Globular

Se define como el porcentaje de eritrocitos en una muestra de sangre. Es importante para reconocer la presencia de un proceso anémico. Los valores de referencia para la mayoría de las aves, oscilan entre el 35 y el 55%, las hembras siempre tendrán valores alrededor de 45%, y los machos entre el 35 al 55%, a causa de la acción androgénica, que estimula la hematopoyesis.

Tomando en cuenta estos factores, se puede observar anemia cuando el hematocrito desciende a menos del 28% y una policitemia si el valor asciende a más del 60%. El encontrar anemia en una muestra de sangre, indica enfermedades debilitantes, generalmente de tipo crónico.

Las anemias se identifican por una pérdida de sangre o destrucción de glóbulos rojos, mientras que los recuentos de glóbulo blanco aumentaban con procesos infecciosos.

Concentración de las Proteínas Plasmáticas

La importancia de las proteínas plasmáticas radica en que son las responsables de la presión oncótica de la sangre, transportan hormonas y otros nutrientes, amortiguan el mecanismo ácido base, nutren a las células y en el caso del fibrinógeno, actúan en la coagulación para formar el tapón hemostático y por otro lado, para formar una malla de fibrina y localizar los procesos inflamatorios.

La concentración de proteínas totales en el plasma es de 3.0 a 6.0 g/ dl en la mayoría de las aves. Cuando los niveles se encuentran por debajo de estos valores, se considera que existe un proceso crónico, en que las aves afectadas sufren de una enfermedad depresiva, con pérdida de apetito, o bien, durante enfermedades gastroentéricas. Asimismo, durante algunas nefropatías en que hay daño a nivel glomerular con pérdida de proteínas.

Concentración de Hemoglobina

La hemoglobina, o pigmento respiratorio transporta oxígeno a los tejidos, la medición de la concentración de hemoglobina es un parámetro importante cuando se desea profundizar en la causa del proceso anémico presente.

Los valores del paquete globular o hematocrito y la concentración de hemoglobina, se elevan asimismo cuando las aves viven a grandes alturas sobre el nivel del mar (policitemia absoluta). Una policitemia relativa (deshidratación) también produce elevación de la concentración de hemoglobina. Los niveles de hemoglobina, dan información respecto a las deficiencias de hierro la pérdida de sangre crónica o a una intoxicación.

Cuenta Total de Eritrocitos y Leucocitos

El conteo del total de eritrocitos y de leucocitos, se realiza en el laboratorio mediante la utilización de la cámara de Newbawer. La obtención de la cuenta total de eritrocitos es importante para la clasificación del proceso anémico. La cuenta de leucocitos, es un parámetro importante para evaluar el sistema inmune de tipo celular, dependiente de los leucocitos.

Cuenta Diferencial de Leucocitos

De manera similar, la cuenta diferencial de leucocitos, varía según la especie. Esta es de suma importancia para detectar la presencia de procesos infecciosos bacterianos, virales, de tipo tóxico o neoplásico (en el caso de la leucosis), desde luego, integrando esta interpretación con la cuenta leucocitaria total y los demás hallazgos de laboratorio ya mencionados.

Leucocitosis, se presenta en inflamaciones, estados de tensión e infecciones.

Leucopenia, en casos de septicemia grave, viremia, toxemia, enfermedades crónicas debilitantes.

Heterofilia, sirve para evaluar el curso de las enfermedades, así como la respuesta al tratamiento. La convalecencia se caracteriza por una disminución en este valor y el aumento progresivo de la cuenta de linfocitos. Los heterófilos en banda se observan muy rara vez pero son comunes durante enfermedades septicémicas graves como salmonelosis, clamidiosis, colibacilosis, micoplasmosis etc. También se presenta heterofilia fisiológica durante estados de tensión, frío, ruido y miedo.

Linfocitosis, en infecciones virales agudas, como viruela, hepatitis, enfermedades crónicas.

Linfopenia, en enfermedades virales crónicas, neoplasias hematopoyéticas, administración de corticosteroides, estadios crónicos de un proceso infeccioso o tóxico.

Monocitosis, se presenta de manera fisiológica, durante los estados de tensión, en procesos inflamatorios crónicos, destrucción tisular, toxemias; enfermedades fungales, micoplasmosis, coliseptisemia y clamidiosis.

Eosinofilia, los eosinófilos son los granulocitos que se observan más raramente y son comunes durante enfermedades parasitarias producidas por cestodos.

Basofilia.- Se encuentra basofilia durante las enfermedades de tipo respiratorio, como ocurre en la infestación por ectoparásitos, en los sacos aéreos. Los basófilos se asocian también a procesos agudos tumorales que causan necrosis de los tejidos.

Cuenta de Trombocitos:

En las aves es importante tomar en cuenta a los trombocitos. Estas son pequeñas células nucleadas, que están involucradas en el proceso de coagulación pero que también poseen una importante función fagocítica, de manera que durante las enfermedades septicémicas es frecuente observar trombocitosis. Las aves tienen un rango de referencia de 20 000 a 30 000 trombocitos /ul. (4, 24, 33, 38, 94)

Observación del Frotis Sanguíneo

Una vez habiendo realizado la cuenta total de eritrocitos y leucocitos es importante observar la morfología de los eritrocitos. Durante el proceso anémico, se pueden observar eritrocitos jóvenes (reticulocitos) y detectar entonces, la presencia de procesos regenerativos que son de buen pronóstico. Por el contrario, la ausencia de reticulocitos indica que no existe regeneración celular a partir de la médula ósea y en estos casos, el pronóstico es reservado o malo. Las tinciones mas utilizadas son la de Giemsa Azul de metileno (tinción de reticulocitos). (13, 33, 94)

Hemoparásitos.

Mediante la observación microscópica también es posible detectar la presencia de hemoparásitos, los cuáles suelen ser más comunes en las aves que proceden de regiones tropicales, que proceden de regiones donde abundan las moscas y otros insectos vectores

de dichos microorganismos, como es el caso de *Hemoproteus*, *s.p.*, *Leucocitozoon*, *Microfilaria*, *Plasmodium catherium*, *Atoxoplasma* y *Aegyptianella*.

Todas las observaciones de hematología, deben de interpretarse en conjunto con la historia clínica y las lesiones macroscópicas. Asimismo, siempre que sea posible, relacionar estos hallazgos con la histopatología, la bacteriología, la serología y la parasitología, de manera que sean parte del diagnóstico integral de las enfermedades aviares. (13, 24)

Química Sanguínea

Las determinaciones de química sanguínea, se realizan a partir de suero o plasma. Algunos valores de enzima de suero pueden ser útiles en los diagnósticos de rapaces. Son brevemente descritos abajo:

Lactato Deshidrogenasa (LDH)

Los valores de LDH pueden ser útiles en el diagnóstico de enfermedades que involucran el hígado, o tumores. Los valores sumamente altos son vistos como signos de toxicidad por envenenamiento por organofosforados.

Aspartato Aminotransferasa (AST)

Esta enzima es particularmente útil en el diagnóstico de enfermedades de hígado. Se nota en casos de hepatitis. La observación denota un grado avanzado de la enfermedad.

Alanina Aminotransferasa (ALT)

Es diferente en carnívoros, el ALT es encontrado no sólo en el hígado sino también en los riñones de aves. Niveles elevados de esta enzima son vistos con la hepatitis viral y toxicidad.

Fosfatasa Alcalina (AP)

La fosfatasa alcalina es una enzima encontrada en casi todos tejidos del cuerpo. Esta relacionada particularmente con la mucosa del intestino delgado, el hígado, riñones y bazo, tanto como hueso y cartílago. Las elevaciones en niveles de suero de AP pueden demostrar una enfermedad involucrando el sistema óseo.

Glucosa

Los valores de glucosa de sangre normales en aves, se encuentran entre 200 a 500 mg/dl y varían en función de la hora de extracción edad o ayuno. La hipoglucemia se presenta en inanición, desnutrición, septicemias y enfermedades del hígado. La hiperglucemia se presenta en periodos de cría, estrés, diabetes mellitus e hipertermia.

Proteínas Totales

El valor normal oscila entre 3 -5 g/dl. Se produce hipoproteinemia, en casos de desnutrición, la pérdida de sangre, la desnutrición, enfermedad en el de hígado, hemoparásitos y tumores. La hiperproteinemia, se produce durante la puesta, deshidratación e infecciones.

Ácido Úrico

Los rapaces, como los carnívoros, pueden tener niveles de ácido úrico dos veces más altos que otras clases de aves. Las elevaciones anormales en el ácido úrico pueden demostrar daño de riñón o gota. Sin embargo, el ácido úrico cambiará significativamente solamente en casos avanzados o en enfermedades graves.

Colesterol

El colesterol, es un componente importante de paredes celulares y está involucrado en muchos procesos metabólicos. La enfermedad de hígado y riñón así como dietas altas en grasa, pueden incrementar los valores del colesterol. Todavía esta a discusión, si el colesterol esta relacionado con la arteriosclerosis en aves. (33, 37)

MÉTODOS TERAPÉUTICOS

En realidad veremos que las medidas terapéuticas no tienen grandes variaciones con respecto a lo que se aplica a pequeñas especies. En el manejo de las aves se debe tener en cuenta el temperamento de éstas ya que son muy sensibles, emocionales, inteligentes y nerviosas. El estrés por la captura, sujeción y manejo es importante, por lo que deben ser manejadas lo más suavemente posible, resultando benéfico tanto para el ave como para el Médico Veterinario. El estrés asociado con cualquier procedimiento deberá siempre ser evaluado contra el beneficio potencial del paciente por lo que debe manejarse lo menos posible y en cada manejo hacerlo eficientemente minimizando el tiempo de manejo. Es posible, si no se tiene el conocimiento para la captura y manejo de un ave, que ésta pueda llegar a morir.

Los métodos terapéuticos, incluyen todas las medidas empleadas en un esfuerzo de restaurar al animal a la salud. Esto puede incluir el reposo, la alimentación correcta de aves desnutridas o las técnicas de rehidratación. Sin embargo, siempre se puede recurrir a la administración de medicamentos. (3, 38, 71, 82)

Enfermería

La enfermería de aves es un tema práctico que ha avanzado mucho en los últimos años. Es de suma importancia en el trabajo con aves rapaces especialmente aves salvajes. La enfermería puede ser dividida en cinco áreas básicas, éstas son: (a) Conservación de la temperatura, (b) Minimizar el estrés, (c) Manejo metabólico, (d) Analgésicos y (e) Monitoreo. (24)

Conservación de la Temperatura

La conservación de la temperatura es esencial cuando un ave va a ser tratada. Siendo endotérmico, un ave rapaz intentará mantener su temperatura corporal y si la temperatura ambiental es baja gastará mucha energía en hacerlo.

Por consiguiente el ave puede presentar hipoglucemia y morir. Además, una temperatura baja puede actuar como un factor estresante y propiciar un choque. Los métodos para conservar la temperatura en el ave pueden ser envolviéndolo en una toalla, tener calefactores cerca o colocar una botella de agua caliente adecuadamente envuelta cerca del cuerpo del ave. La pérdida de calor puede ser importante durante y después de la cirugía, por eso el mantenimiento de la temperatura del ave es crucial. (24)

Minimizar el Estrés

El minimizar el estrés, es fundamental en cualquier tratamiento. Un ave que es perturbada por el ruido o el movimiento podrá dañarse con los intentos de moverse. En el caso de pacientes diurnos, es mejor manejar al paciente con una capucha, o en un lugar oscuro, se debe mantener un balance entre reducir el estrés y la observación regular. (24)

Manejo Metabólico

El mantenimiento del balance metabólico es importante, se debe contrarrestar el choque y debe ser considerado particularmente cuando un ave ha sufrido la pérdida de sangre o presenta diarrea o vómito. El tiempo de llenado capilar (2 Segundos), es a menudo el mejor indicador de que el ave se encuentra deshidratada, este se puede tomar de la vena braquial.

Se dice que las aves enfermas o lesionadas se encuentran en un estado de deshidratación aproximadamente de 10%. La deshidratación en las aves es evaluada con la piel de la quilla, cuando la deshidratación es del 1-5% la piel pierde flexibilidad, cuando es del 5-10% la piel es difícil de mover sobre la quilla, los ojos se encuentran hundidos y las mucosas se ven secas, 10-12% apatía, cuando es mayor el animal entra en estado de Shock (Tabla 19).

Deshidratación	Signos Clínicos
Menos de 5%	No es perceptible.
7-10%	La elasticidad de piel disminuye, los ojos pueden aparecer hundidos, los párpados cerrados.
10-12%	Apatía, ataxia, extremidades frías, mucosas pálidas.
12-15%	Shock.

Tabla 19

Modificado de Redig

El suero glucósado al 5%, es el método más sencillo de reponer la pérdida de fluidos, la mejor forma de aplicarlo es la vía intraósea (se pueden utilizar los huesos del carpo), si esto no es posible se puede administrar en forma oral, subcutáneamente o por vía intravenosa, en una dosificación de hasta 4% de peso corporal diariamente.

Si la vía de administración es parenteral, el suero debe estar estéril. Para mejorar la función renal y prevenir la acidosis, se puede dar lactato de Ringer 2 – 4% por vía IO, IV o SC. El uso de electrolitos de uso humano por vía oral, o por nebulización también puede ser administrada.

Si un ave se niega a comer voluntariamente se puede usar alimentación forzada. La alimentación forzada no es fácil, el pico del ave debe ser abierto y un bolo pequeño de comida debe ser humedecido, y empujarlo sobre la lengua, se puede usar alimento líquido por medio de una sonda. (6, 24, 28, 38, 78)

Analgésicos

El manejo del dolor en animales silvestres no debe menospreciarse, ya que un animal que presenta dolor, puede presentar anorexia y renuencia a moverse. El control eficaz del dolor en el paciente aviar es un desafío tremendo para el veterinario, se sabe que las aves pueden sentir el dolor, pero muy poca investigación ha sido dirigida para decidir que métodos alivian el dolor en aves.

Los cambios de comportamiento aviares son sutiles como una alteración leve en la postura, intranquilidad, un decrecimiento en el apetito etc.

En el caso de una cirugía, el manejo del dolor, es importante en el proceso de recuperación y disminuye las posibilidades de que el ave se pique la sutura. La recuperación exitosa del paciente aviar depende de que coma y recupere su estado fisiológico normal. Las aves comerán y percharán más rápido si se administra un analgésico.

Los AINES, han sido poco investigados en aves. El ácido acetilsalicílico, (aspirina) puede ser usada a dosis de que 5.0 miligramos / Kg. vía oral, 3 veces al día, o 325 mg en 250 ml de agua, sin embargo esta vía tiene el inconveniente de que las aves rapaces consumen poco agua.

La meglumina de flunixin, a dosis de 1 – 10 mg/Kg. /1 vez al día. El ketoprofeno, a 2 mg/Kg./IM/2 veces al día. La fenilbutazona, a dosis de 20 mg/Kg. / VO.

Un efecto secundario común de los AINES, es ulceración gastrointestinal causada por la irritación de la mucosa directa e inhibición de la síntesis de prostaglandinas. La meglumina de flunixin puede causar regurgitación e isquemia renal.

El uso de antiinflamatorios esteroidales, se emplea para el alivio del dolor causado por la inflamación. La dexametasona a dosis de 1-2 mg / Kg. IM. La betametasona a 0.1 mg/ Kg. IM y la prednisolona a 0.5 - 1.0 mg/ Kg. IM también han sido usados. El uso de corticosteroides debe estar limitado al tratamiento inicial del paciente. El uso por tiempo prolongado ha sido asociado efectos de inmunosupresión.

Otros analgésicos usados en aves son:

El diazepam a 0.5 – 2.0 mg/Kg.

El butorfanol a dosis de 0.2 - 2.0 mg/Kg. IM, suministra analgesia durante 3-8 horas.

Xilacina a dosis de 1-4 mg / Kg. IM suministra la sedación para la anestesia con Ketamina.

(3, 21, 24, 47, 63)

Monitoreo

El monitoreo del ave enferma debe ser tan discreto como sea posible. Ya que cualquier disturbio que note el ave, generalmente reaccionara adversamente. En tal caso la observación puede estar restringida a la observación del comportamiento y a la frecuencia respiratoria. (24)

Manejo y Tratamiento de las Fracturas

Las lesiones en aves silvestres son cada vez más comunes como consecuencia de la interacción con los humanos, por esto en varias partes del mundo, cada vez más personas se interesan en su tratamiento y rehabilitación y se han creado centros especializados con soporte médico y de rehabilitación.

El manejo de las fracturas en aves es variable y su tratamiento puede ser reposo en jaula, vendajes, férulas y cirugía. La elección del tipo de tratamiento dependerá de la especie, el tipo de herida, el hueso involucrado, el miembro afectado, condición de los tejidos, temperamento, comportamiento en la naturaleza, niveles de actividad, necesidades futuras del ave, equipo y material disponible y del juicio y experiencia del médico veterinario.

Férulas y Vendajes

El uso de férulas y vendajes es recomendado para aquellas aves que son muy pequeñas, en las cuales una fijación interna no puede llevarse a cabo, en las fracturas en las que hay un desplazamiento mínimo de los fragmentos y de lesión en tejidos blandos; cuando la fractura es conminuta y los fragmentos son demasiados como para una fijación interna. También ante la presencia de anomalías metabólicas que incrementan el riesgo de la cirugía y anestesia o cuando el hueso es muy suave como para sostener cualquier aparato de fijación.

En algunos casos en aves pequeñas las fracturas de los miembros pélvicos a menudo sanan sin fijación. (71)

La localización de la fractura y el hueso afectado es fundamental para considerar el uso de férulas y vendajes. Las fracturas del tercio medio de los huesos son las más recomendables para la estabilización mediante esta técnica ya que proporcionan una superficie extensa para vendajes y los músculos adyacentes, junto con las inserciones de las plumas proporcionan cierto efecto de alineación. Los avances recientes en presentación y formulación de productos para el tratamiento de heridas en humanos han provocado que su uso se incremente en medicina veterinaria.

El vendaje es una práctica empleada que sigue a la lesión de ala de manera sencilla. Se debe inmovilizar antes y después de la reparación de la fractura (Fig. 58). (2, 48, 51, 71, 96)



Fig. 58 Vendaje de un Ala

Reposo en Jaula

Dado que algunas fracturas en aves reparan adecuadamente sin la necesidad de algún tipo de fijación, se puede emplear el reposo estricto o confinamiento en jaula para que el ave, reduzca su actividad. El reposo en jaula es recomendado para aves pequeñas y para aves donde un desplazamiento mínimo en algún hueso de los miembros no afecte su locomoción.

Principalmente se emplea en fracturas de la pelvis y del cinturón pectoral (la clavícula, escápula y el coracoides), así como de los dígitos. Se emplea en fracturas que presenten un desplazamiento mínimo o nulo.

Ventajas: Es un método económico y sencillo que debe realizarse en un lugar tranquilo y callado y no mayor de 2 – 3 semanas. Se evitan las anquilosis, que comúnmente suceden cuando se usa algún tipo de fijación.

Desventajas: La reparación es lenta, con excesiva formación de callo óseo y alta incidencia de malas alineaciones y acortamiento del miembro fracturado por sobreposición ósea.

Rehabilitación

Uno de los objetivos de la rehabilitación de aves silvestres es el que un ave recupere y adquiera una buena condición física, de tal manera que tenga la fuerza y resistencia suficientes para poder cazar o buscar alimento. Para lograr esto se requiere que el ave sea capaz de volar adecuadamente y de reconocer su alimento.

La rehabilitación va mano a mano con la enfermería. A menudo, es más importante cuidar el ave, durante las primeras 24 – 72 horas y retrasar un diagnóstico definitivo hasta que ha mejorado su condición.

La rehabilitación de aves de presa enfermas (lastimadas) se realiza en muchas partes del mundo. Sin embargo se debe considerar la especie y función que tenga esta, así como cuánto tiempo va a dedicársele a esta actividad y el costo. Por ejemplo después de una cirugía las técnicas de terapia deben ser iniciadas en cuanto sea posible, para promover el suministro vascular al tejido dañado para recuperar fuerza y habilidad. La terapia física debe basarse en el tipo de lesión, comportamiento y grado de funcionalidad deseado. En un inicio la terapia puede consistir en las actividades diarias de perchado y sujeción del alimento con las garras.

Posteriormente la terapia avanza con ejercicios diseñados para mantener e incrementar el rango de movimiento de las articulaciones, para mantener e incrementar la flexibilidad y el tono muscular así como la condición física del ave.

El rango de movimiento activo es empleado para que progresivamente el ave desarrolle fuerza muscular, movimiento completo de las articulaciones, resistencia y periodos de recuperación sin estrés. Los ejercicios pueden ir aumentando gradualmente para construir una resistencia cardiovascular y muscular al igual que una buena coordinación. El rango de movimiento activo forma parte del reacondicionamiento y consta de los ejercicios de vuelo. Esta etapa se inicia cuando el ave es dada de alta clínica.

El periodo de tiempo en que un ave puede ser ejercitada varia entre cada una, pero de manera general se puede decir que un ave en buenas condiciones solo requerirá de una a dos semanas de ejercicios. (24, 71)

Fisioterapia

La fisioterapia, tiene una participación especialmente importante en la rehabilitación de aves de presa lastimadas. El uso del ultrasonido terapéutico es ampliamente usado en la fisioterapia de seres humanos, y cada vez es más usado en la clínica de pequeñas especies. Su uso en la medicina aviar, necesita una evaluación cuidadosa, se han reportado algunos casos con resultados alentadores, cuando fue usado para tratar contracturas que se asociaron con el vendaje del ala en palomas. (24)

Cirugía

A menudo el tamaño de los pacientes que requieren cirugía es muy pequeño, por lo que el espacio para maniobrar es reducido y a menudo es necesario utilizar técnicas de microcirugía. Es importante considerar que una hemostasis total es muy importante, dado que el volumen sanguíneo de aves pequeñas es igualmente pequeño, y por que se considera

que las aves, a comparación de los mamíferos tienen una menor tolerancia a la pérdida sanguínea, además que conlleva a pérdida de calor. (3)

Emergencias

Las causas de emergencia por lo que son generalmente remitidas las aves rapaces y que se necesita la atención urgente son:

- Anorexia
- Baja condición corporal
- Enfermedades respiratorias
- Enfermedades nerviosas
- Traumatismos

La "atención de emergencia" es ahora una disciplina bien desarrollada en medicina veterinaria así como muchas de sus características, la evaluación de los sistemas, el tratamiento, la estabilización quirúrgica y el soporte respiratorio son aplicadas en la clínica.

Antes del trato de emergencia, es recomendado tomar una historia clínica minuciosa. La atención especial debe ser prestada a las condiciones ambientales a las que el ave ha sido expuesta, a la dieta, temperatura, comportamiento, y condición de otras aves en la misma instalación.

Con los pasos anteriores terminados se obtiene información suficiente para el tratamiento inicial. En casos en donde la condición del ave no admite la terminación del anterior, el trato debe ser iniciado con la información posible.

El trato de un ave en la conmoción es similar al trato de un paciente mamífero, donde soporte y estabilización del sistema cardiovascular son más importantes.

Cuidado Crítico

El paciente aviar requiere cuidados especiales, seguido de la estabilización de emergencia inicial. Debido al alto metabolismo de las aves en comparación a la de los mamíferos, las aves se pueden agotar más rápidamente.

El paciente aviar que se recupera de una lesión o una enfermedad a veces requiere de apoyo nutritivo, y de la aplicación de antimicrobianos.

Aunque el uso de antimicrobianos no es empleado en todas las emergencias, son usados a menudo en forma profiláctica, en el paciente aviar. El antibiótico inicial preferido debe ser de amplio espectro.

La enrofloxacin se administra a dosis de 15 mg/Kg./24 horas, en halcones cola roja (*Buteo jamaicensis*), y en búhos virginianos (*Bubo virginianus*), por vía oral y por vía parenteral, la vía oral y la intramuscular, son las vías de administración más confiables y eficaces de la administración de la enrofloxacin. La administración parenteral es administrada mediante la inyección en los músculos pectorales, con la dosis dividida en dos sitios.

Administración oral se puede dar en el alimento, usando un ratón inyectado intraperitoneal.

La administración intravenosa puede ser llevada a cabo con precaución en halcones, pero no debe ser intentada en búhos, esto por que puede causar debilidad, taquicardia, y vaso constricción periférica durante la inyección, como un efecto directo evidente de la enrofloxacin. En estos casos se puede aplicar atropina y soporte respiratorio. La razón exacta para la reacción adversa para la enrofloxacin por vía intravenosa en búhos es desconocida. (24, 36, 84)

Vías de Administración

Las vías de administración en pacientes aviares son: Vía Oral (VO), Intramuscular (IM), Subcutánea (SC), Intravenosa (IV) Intraósea (IO) y Tópica. A menudo el tratamiento es iniciado usando una vía de aplicación parenteral, y luego una enteral. La inyección intracelómica puede plantear problemas y debe ser reservada para la eutanasia generalmente; si ha de ser usada, la aguja debe entrar a través de línea central entre el esternón y la cloaca, para reducir el riesgo de perforar un saco aéreo.

Oral

La administración oral de medicamentos para rapaces es comúnmente fácil y en algunos casos puede ser eficaz. Se debe tratar de administrar directamente en el esófago, donde el sabor no es percibido y se lo comen con facilidad, debe ser dado con el buche y el estómago vacío generalmente (Fig. 59). Los líquidos pueden ser puestos dentro de cápsulas de gelatina y luego administrado de la misma manera que pastillas rápidamente antes de que la gelatina se disuelva o con la ayuda de una sonda de goma (lubricada adecuadamente), puede introducirse hasta notarla por palpación en el buche.

Aunque el uso de medicamentos en agua de bebida es una práctica común en la industria avícola, es difícil aplicar esto como una forma de administración estándar para otras especies. El consumo de agua varía en las especies, así pues el padecimiento del ave puede dar como resultado el incremento o la reducción en el consumo de agua, afectando así la porción del medicamento ingerido. Sobre todo los Falconiformes no beben agua.

La mayoría de las especies no beberán las cantidades suficientes de agua para ingerir el total del medicamento necesario. A pesar de estas desventajas, el tratamiento de agua potable es a veces la manera más práctica de tratar aves en aviarios o en situación de cuarentena.

Si el tratamiento oral tiene que ser dado que a la fuerza el pico del ave debe ser abierto y la cápsula o pastilla debe ser empujada con un dedo sobre la parte posterior de la lengua, algunos halconeros entrenan a sus aves y estas permiten que su pico sea abierto fácilmente. Por otra parte la droga puede ser escondida en una pieza de carne o dentro de un pollito muerto o ratón - aunque es posible que la absorción pudiera estar reducida en el último caso.



Fig. 59 Aplicación Vía Oral

Parenteral

La administración de drogas por la inyección es ahora estándar pero ésta no era siempre posible. Se debe usar una aguja calibre 25 o 26 y un pequeño volumen del medicamento. La higiene es importante y el uso de alcohol para mojar las plumas ayuda a la visibilidad además de (probablemente) reducir el número de organismos patógenos.

Intramuscular (IM)

La inyección IM es la forma más común de administración parenteral. Los músculos pectorales son los más desarrollados y fáciles de acceder. Cuando se trata de aves jóvenes, es importante no traspasar el músculo pectoral, y evitar así la inyección intratorácica siempre es recomendable retraer el embolo ligeramente antes de inyectar, para descartar estar en un vaso sanguíneo, el mejor sitio se encuentra en la parte más gruesa del músculo a un lado de la quilla. La aguja es insertada en un ángulo de 45°.

Se pueden usar los músculos de la pierna (muslo), a veces se usa esta última técnica, ya que las inyecciones son a menudo más fáciles de administrar y no representan un peligro para el

vuelo o los órganos abdominales. Sin Embargo debido a que las aves poseen el sistema porta-renal, la inyección intramuscular en las piernas no es recomendada cuando las drogas son nefrotoxicas, excretadas o metabolizadas por los riñones.

Subcutánea (SC)

Las inyecciones SC, son menos utilizadas, esto por que los medicamentos son mal absorbidos debido a la escasez de vasos sanguíneos en la dermis de las aves, es usada principalmente para la aplicación de vacunas.

Debido a que la piel de las aves es lo bastante floja solo en algunos lugares se puede aplicar la inyección SC, los sitios mas recomendados para esta técnica son la espalda, la región inguinal y la nuca. Los volúmenes más grandes pueden ser administrados en la nuca, por lo cual la cara es retraída hacia adelante con el índice y el pulgar de una mano mientras la inyección es aplicada en la nuca. Este sitio es también adecuado para la colocación de microchips.

Intravenosa (IV)

La técnica para la vía de administración IV, es igual que la usada en la venipunción. La inyección intravenosa se aconseja aplicarla en la vena braquial, es importante asegurarse que no contenga burbujas de aire, aunque algunas burbujas pequeñas no parecen hacer ningún daño.

La inyección IV, es recomendada para las aves seriamente enfermas. Este tipo de inyección esta recomendada en especies grandes, debido a que es mas fácil de localizar que en especies pequeñas. También se puede usar la vena yugular. Se debe tener cuidado en algunas especies ya que el calibre de las venas es muy reducido y las hace muy delicadas.

Intraósea (IO)

Es muy útil para la administración de líquidos en forma prolongada, se puede usar también para la administración de medicamentos, ya que estos son difundidos rápidamente en la circulación general. La administración se realiza por goteo, o cuando sea necesario con una

jeringa (bolos únicos). Es ideal para las aves jóvenes, donde hay un mejor acceso a los huesos, en aves más viejas la técnica no siempre es fácil, si no se realiza este procedimiento con la mayor asepsia posible, se puede causar una infección (osteomielitis).

Es preferible esta técnica, al uso de un catéter en vena, por la dificultad de mantener al catéter en su sitio. Se pueden usar los huesos del carpo, así como la tibia o los tarsos, el trocánter debe tener una longitud de $1/3-1/2$ del hueso del ave. Esta técnica puede requerir anestesia. Se debe desplumar y limpiar el punto de entrada, para asegurarse de que se encuentra en medula, se puede aspirar un poco con una jeringa y se obtendrá médula. Ya colocado el catéter, se fijara la boquilla con una cinta adhesiva y se realizara un vendaje en forma de ocho en el ala, esto como soporte y para evitar su movimiento, este trocánter se puede mantener hasta por tres días.

Tópica

Se pueden aplicar medicamentos externos como son ungüentos, pomadas o cremas, sin embargo esto esta restringido a las zonas desprovistas de plumas. También se debe considerar que el ave no ingiera dichos medicamentos, durante la rutina de acicalamiento de las plumas con el pico, así como evitar el exceso de producto que puede manchar las plumas. Los ungüentos pueden ser frotados en la piel hasta que desaparecen.

Algunos tratamientos son combinados con sulfóxido de dimetilo (DOMOSO) y por lo tanto, se pueden absorber por el torrente sanguíneo.

Para el control de ectoparásito generalmente se usan preparados en forma de spray o en forma pulverizada (talco). Se debe proteger la cabeza durante la aplicación de tales productos, para prevenir el contacto con la mucosa oral o la ocular.

Intranasal y Conjuntival

Las enfermedades de la nariz o del ojo, son tratadas a menudo a nivel local. Los líquidos trabajan mejor en la nariz, penetrando en los espacios sinusoides fácilmente, mientras que los ungüentos son preferidos para el uso de enfermedades oculares. Los ungüentos tienen la ventaja que permanecerán en el ojo por mayor tiempo, y reducirán la frecuencia de la aplicación de un tratamiento.

Intradermal

La piel de las aves es muy fina y las inyecciones intradermales son llevadas a cabo rara vez. Pueden realizarse en rapaces en el borde del oído. Las pruebas de tuberculina, por ejemplo, pueden ser llevadas a cabo ahí. (38)

Otras rutas de la administración son la intratraqueal y la nebulización, ambas son usadas en el tratamiento de aspergilosis y otras infecciones respiratorias. Estas técnicas se pueden usar cuando se desee obtener niveles de medicamentos altos en estos lugares. La terapia parenteral simultánea es aconsejada.

Se reportan otras técnicas que han sido extrapoladas de la medicina humana, como son el uso de aromaterapia, herbolaria, el uso de las flores de Bach y el propóleo.

Hay que recordar que durante mucho tiempo, antes de la medicina moderna los Halconeros, usaron diferentes técnicas de tratamiento no convencionales, algunas veces exitosas. Los halconeros árabes todavía realizan dichas prácticas, un método de tradicional es el tratamiento de heridas infectadas, con miel. (22, 24, 33, 34, 38, 89)

DISCUSIÓN

Debido al alto valor biológico, económico y en muchas ocasiones sentimental, se debe tener cuidado al manejar a un ave, esto por el estrés que pueden sufrir que es mucho mayor que en otras especies, en ocasiones el mismo entrenamiento diario puede ocasionar estrés, para evitar esto se deben conocer los aspectos más importantes de las aves en cautiverio.

No se debe tener miedo al tratar a un ave por temor a causarle estrés, por el contrario con la práctica, se realiza un manejo de manera más eficiente, causando el menor estrés posible tanto para el ave como para el Médico.

Existen algunas diferencias entre las aves de postura y engorda, que son las que generalmente estudiamos durante la carrera, y las aves de presa, sin embargo los conocimientos de las primeras son la base para realizar procedimientos médicos y/o quirúrgicos en las aves rapaces.

Existen muy pocas diferencias en cuanto a la anatomía, sin embargo existen otras diferencias muy importantes, entre las que encontramos la nutrición, que debe ser lo mas variada posible para cubrir sus requerimientos necesarios, y adecuarse a cada tipo de especie, es decir que sea lo mas parecida posible a la consumen en libertad, en donde pueden consumir diferentes tipos de alimento por día.

Otra diferencia importante, entre las aves de granjas y las rapaces, es que a las aves de granjas las visualizamos como parvada y en periodos cortos, es decir hasta que llegan a un peso comercial o durante la época de postura, a diferencia de las aves rapaces que generalmente se tratan individualmente y rara vez como parvada.

Al tratar a aves de granja, generalmente se les proporciona medicamentos en forma oral en el agua de bebida, en las aves rapaces su principal aporte de agua lo obtienen de su presa, por lo que este tipo de administración no es posible, y se tienen que dar de forma directa.

Todo esto, mas la realización de una historia clínica adecuada, nos permite realizar un procedimiento de forma individual y evaluar los resultados de la misma forma, para llegar a un diagnostico más preciso, a diferencia de una granja en la que se evalúa a toda una parvada.

CONCLUSIÓN

Debido a la alteración que cada día se produce en los hábitats de muchas especies, aunado al comercio legal ó ilegal de algunas aves, y a que tienen una alta demanda en los comercios de mascotas, la biodiversidad de especies se ha visto amenazada año tras año.

Todo esto hace que cada vez sea mas frecuente que se presenten pacientes aviares, a médicos veterinarios dedicados a la zootecnia y/o clínica de otras especies, por eso es recomendable tener conocimientos prácticos sobre algunos procedimientos médicos, relacionados a aves, esto obliga al medico a combinar sus conocimientos de la especie a la que este dedicado, con lo relacionado a la medicina aviar, para así poder brindar un servicio de calidad.

ANEXO I

HISTORIA CLÍNICA

Fecha: ____/____/____

Datos del Dueño

Nombre del dueño _____

Dirección _____

Teléfono _____

Datos del Paciente

Especie _____ Edad _____ Sexo _____

Peso _____

Tiempo de Posesión _____ Origen (Vida Libre o en Cautiverio) _____

Vida Libre

Fecha en que fue encontrado _____ Lugar donde fue encontrado _____

Circunstancias en las que fue encontrada _____

Vida en Cautiverio

Lugar donde fue Adquirida (Criadero, UMA) _____

Tiene otras Aves _____

Han estado Enfermas o ha Muerto Alguna _____

Tipo de Manejo (Solo aviario Entrenamiento) _____

Dieta _____ Suplementos _____

Origen y tipo de Almacenamiento de la Dieta _____

Consultas Previas y Tratamientos _____

Motivo de la Consulta _____

Signos Clínicos _____

Observación a Distancia

Examen Físico

Cabeza (Pico, Ojo, Oído), _____

Cuello _____

Cuerpo _____

Alas _____

Piernas _____

Cola _____

Estudios Complementarios

ANEXO II

VALORES HEMATOLÓGICOS

ÁGUILA HARPÍA

Harpia harpyja

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	3.900	52.00
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.35	1.96
Hemoglobina	g/dl	8.8	33.0
Hematocrito	%	28.0	44.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	3.250	35.40
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.080	9.110
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.039	0.930
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.204	3.906
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.118	0.432
Acido Urico	mg/dl	5.0	23.8
Glucosa	mg/dl	0	412
Colesterol	mg/dl	0	190
LDH	U/L	413	792
AP	U/L	0	0
ALT	U/L	14	25
AST	U/L	0	348
Ptoteinas Totales	g/dl	2.6	6.2

ÁGUILA CALVA

Haliaeetus leucocephalus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	3.300	48.10
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	0.89	5.96
Hemoglobina	g/dl	9.0	40.0
Hematocrito	%	19.0	70.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	0.396	28.80
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.055	21.20
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.075	5.134
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.059	5.628
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.046	1.228
Acido Urico	mg/dl	1.5	38.0
Glucosa	mg/dl	0	422
Colesterol	mg/dl	0	330
LDH	U/L	106	4968
AP	U/L	6	408
ALT	U/L	2	217
AST	U/L	47	781
Ptoteinas Totales	g/dl	2.0	6.1

ÁGUILA REAL

Aquila chrysaetos

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	3.200	37.40
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.37	5.65
Hemoglobina	g/dl	8.0	17.3
Hematocrito	%	30.0	56.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	1.280	29.90
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.295	22.30
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.045	5.239
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.035	3.701
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.095	0.914
Acido Urico	mg/dl	1.3	24.8
Glucosa	mg/dl	236	480
Colesterol	mg/dl	113	324
LDH	U/L	258	4576
AP	U/L	12	178
ALT	U/L	3	63
AST	U/L	0	365
Ptoteinas Totales	g/dl	2.4	5.4

HALCÓN COLA ROJA

Buteo jamaicensis

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	3.100	29.10
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.45	4.70
Hemoglobina	g/dl	9.5	24.3
Hematocrito	%	28.0	70.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	1.530	21.20
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.136	16.40
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.031	3.315
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.051	9.612
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.034	2.352
Acido Urico	mg/dl	1.4	35.3
Glucosa	mg/dl	229	476
Colesterol	mg/dl	98	278
LDH	U/L	235	4198
AP	U/L	17	285
ALT	U/L	8	78
AST	U/L	103	800
Ptoteinas Totales	g/dl	2.2	5.8

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
5.4-6.6 meses	Kg.	1.292	1.186	1.450
1.4-1.6 años	Kg.	1.337	1.200	1.423
1.8-2.2 años	Kg.	1.208	1.177	1.250
2.7-3.3 años	Kg.	1.189	.9200	1.500
4.5-5.5 años	Kg.	1.438	1.250	1.672
9.5-10.5 años	Kg.	1.537	.9100	1.950
14.5-15.5 años	Kg.	1.270	1.120	1.600

RATONERO COMÚN

Buteo lagopus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	7.430	26.00
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.98	1.98
Hemoglobina	g/dl		
Hematocrito	%	0.315	0.540
Heterofilos	*10 ⁹ /L	2.560	19.50
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.320	11.40
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.237	1.400
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.372	2.520
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.080	0.520
Acido Urico	mg/dl	0.274	0.690
Glucosa	mg/dl	13.43	19.43
Colesterol	mg/dl	3.652	9.195
LDH	U/L	780	2208
AP	U/L	29	71
ALT	U/L	10	10
AST	U/L	156	343
Ptoteinas Totales	g/dl	22	40

GAVILÁN DE HOMBROS ROJOS

Buteo lineatus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	8.200	12.00
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	2.20	2.92
Hemoglobina	g/dl	105	115
Hematocrito	%	0.370	0.480
Heterofilos	*10 ⁹ /L	4.620	6.600
Linfocitos	*10 ⁹ /L	2.050	4.320
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.205	0.480
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.328	1.995
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.210	0.718
Acido Urico	mg/dl	0.208	1.273
Glucosa	mg/dl	16.54	23.64
Colesterol	mg/dl	3.522	5.569
LDH	U/L	208	2640
AP	U/L	53	155
ALT	U/L	24	114
AST	U/L	198	640
Ptoteinas Totales	g/dl	25	45

HALCÓN HARRIS

Parabuteo unicinctus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	3.000	27.50
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.46	3.60
Hemoglobina	g/dl	1.6	15.0
Hematocrito	%	30.0	65.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	1.010	14.80
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.060	20.20
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.050	2.100
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.076	6.292
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.038	3.300
Acido Urico	mg/dl	2.4	28.6
Glucosa	mg/dl	232	422
Colesterol	mg/dl	137	354
LDH	U/L	164	747
AP	U/L	13	480
ALT	U/L	6	71
AST	U/L	118	723
Ptoteinas Totales	g/dl	2.2	4.6

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
5.4-6.6 meses	Kg.	0.903	0.688	1.050
1.4-1.6 años	Kg.	0.712	0.630	0.780
1.8-2.2 años	Kg.	0.703	0.616	0.832
2.7-3.3 años	Kg.	0.964	0.872	1.081
4.5-5.5 años	Kg.	1.028	0.700	1.289
9.5-10.5 años	Kg.	0.788	0.500	1.170

CERNÍCALO AMERICANO

Falco sparverius

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	1.600	25.60
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	2.14	5.07
Hemoglobina	g/dl	13.0	16.8
Hematocrito	%	37.0	58.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	0.544	12.80
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.680	9.470
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.020	3.328
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.035	0.390
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.040	0.432
Acido Urico	mg/dl	2.6	33.6
Glucosa	mg/dl	264	487
Colesterol	mg/dl	150	412
LDH	U/L	509	4476
AP	U/L	9	678
ALT	U/L	19	49
AST	U/L	19	469
Ptoteinas Totales	g/dl	2.1	4.6

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
5.4-6.6 meses	Kg.	1.092	0.885	1.220
0.9-1.1 años	Kg.	1.142	0.740	1.320
1.4-1.6 años	Kg.	1.095	0.860	1.395
1.8-2.2 años	Kg.	1.182	1.000	1.450
2.7-3.3 años	Kg.	1.145	0.945	1.350
4.5-5.5 años	Kg.	1.183	1.000	1.402
9.5-10.5 años	Kg.	1.219	1.000	1.350

HALCÓN PEREGRINO

Falco peregrinus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	2.250	23.50
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	2.16	4.20
Hemoglobina	g/dl	11.0	16.0
Hematocrito	%	34.0	56.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	1.300	18.90
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.473	10.60
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.063	2.941
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.058	0.468
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.045	1.410
Acido Urico	mg/dl	1.8	32.8
Glucosa	mg/dl	237	423
Colesterol	mg/dl	117	429
LDH	U/L	402	2141
AP	U/L	14	786
ALT	U/L	26	86
AST	U/L	26	214
Ptoteinas Totales	g/dl	2.1	4.3

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
5.4-6.6 meses	Kg.	0.985	0.964	1.005
0.9-1.1 años	Kg.	0.946	0.897	1.020
1.4-1.6 años	Kg.	0.922	0.898	0.956
1.8-2.2 años	Kg.	0.712	0.465	0.955
2.7-3.3 años	Kg.	0.814	0.565	0.964
4.5-5.5 años	Kg.	0.786	0.640	0.957

CARACARÁ COMÚN

Polyborus plancus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	1.500	11.80
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	2.70	5.00
Hemoglobina	g/dl	133	165
Hematocrito	%	0.420	0.610
Heterofilos	*10 ⁹ /L	0.780	9.000
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.720	6.730
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.126	1.316
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.080	0.267
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.080	0.354
Acido Urico	mg/dl	0.357	1.964
Glucosa	mg/dl	4.829	22.14
Colesterol	mg/dl	4.015	6.708
LDH	U/L	208	2376
AP	U/L	20	127
ALT	U/L	42	134
AST	U/L	25	67
Ptoteinas Totales	g/dl	32	51

LECHUZA DE CAMPANARIO

Tyto alba

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	2.000	40.00
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.77	4.10
Hemoglobina	g/dl	11.0	15.6
Hematocrito	%	35.0	55.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	0.486	22.40
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.310	15.20
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.061	1.976
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.027	8.060
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.027	1.331
Acido Urico	mg/dl	1.6	32.0
Glucosa	mg/dl	101	429
Colesterol	mg/dl	121	340
LDH	U/L	73	2284
AP	U/L	10	411
ALT	U/L	4	62
AST	U/L	82	393
Ptoteinas Totales	g/dl	1.8	5.0

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
0.9-1.1 años	Kg.	0.545	0.515	0.582
2.7-3.3 años	Kg.	0.633	0.550	0.818
4.5-5.5 años	Kg.	0.574	0.471	0.646
9.5-10.5 años	Kg.	0.488	0.360	0.584
19.0-21.0 años	Kg.	0.398	0.374	0.424

BÚHO VIRGINIANO

Bubo virginianus

Rangos Fisiológicos Calculados Para:

Ambos Sexos (combinados)

Todas las Edades (Combinados)

DATOS DE REFERENCIA			
Pruebas	Unidades	Valores Mínimos	Valores Máximos
Cel. Blancas	*10 ⁹ /L	2.890	61.50
Cel. Rojas	*10 ¹² /L	1.23	3.45
Hemoglobina	g/dl	9.0	19.8
Hematocrito	%	30.0	53.0
Heterofilos	*10 ⁹ /L	0.860	44.30
Linfocitos	*10 ⁹ /L	0.073	16.60
Monocitos	*10 ⁹ /L	0.071	5.000
Eosinofilos	*10 ⁹ /L	0.060	9.843
Basofilos	*10 ⁹ /L	0.078	1.120
Acido Urico	mg/dl	2.4	24.9
Glucosa	mg/dl	256	452
Colesterol	mg/dl	133	385
LDH	U/L	137	8341
AP	U/L	9	426
ALT	U/L	2	61
AST	U/L	60	381
Ptoteinas Totales	g/dl	2.6	6.6

Pesos Para Ambos Sexos y Todas las Edades:

PESO				
Edad	Unidades	Media	Peso Mínimo	Peso Máximo
0.9-1.1 años	Kg.	1.195	1.070	1.270
1.8-2.2 años	Kg.	1.229	1.030	1.495
4.5-5.5 años	Kg.	1.180	0.870	1.514
9.5-10.5 años	Kg.	1.213	1.138	1.292
14.5-15.5 años	Kg.	1.475	1.364	1.591
19.0-21.0 años	Kg.	1.652	1.400	1.818

Modificado de Fowler, Heidenreich, Teare J.

ANEXO III

DIAGNÓSTICOS CLÍNICOS

LOCALIZACIÓN	SIGNOS CLÍNICOS O LESIÓN	POSIBLE DIAGNOSTICO
CABEZA	Heridas	Trauma, Neoplasia.
	Inflamación	Trauma, Sinusitis, Abscesos, Neoplasias.
	Lesiones Oculares	Trauma, Conjuntivitis, Deficiencia de Vit. A
	Ojos Cerrados	Debilidad, Tuberculosis.
	Estornudo	Rinitis, Sinusitis
	Descarga Nasal	Rinitis, Sinusitis, Clamidiosis.
	Obstrucción Nasal	Rinitis, Sinusitis.
	Hemorragia Nasal	Trauma, Ruptura de Vasos Sanguíneos.
	Mucosas Pálidas	Pérdida de Sangre, Anemia, Shock.
	Mucosas Azules	Cianosis, Aspergilosis Pulmonar.
	Cavidad Bucal	Tricomoniasis, Herpes Virus, Pseudomonas, Deficiencia de Vit. A
	Fluido Oral	Envenenamiento
	Plumas Húmedas	Otitis, Trauma, Conjuntivitis, Lesión en Cornea.

	Cabeza de Lado	Otitis, Trauma, Encefalitis, Enfermedades Nerviosas (Newcastle).
	Opistótomos	Ceguera, Intoxicación Por Plomo, Trauma Cervical, deficiencia de Vit. B
	Ceguera	Trauma, Intoxicación por plomo, Deficiencia de Vit. A
	Sobrecrecimiento del Pico	Falta de material de desgaste, Hipovitaminosis A
	Cambio de Voz	Enfermedad respiratoria, Hipervitaminosis A.
ALAS	Heridas	Trauma, Neoplasia.
	Caída o Paralizada	Fractura, Dislocación, Tendinitis, Artritis, Osteodistrofia, Inyección irritante en los músculos pectorales. Hipovitaminosis B.
	Sangre Sobre las Plumas	Fracturas, heridas.
	Falta o Caída de Plumas.	Muda, Automutilación.
PIERNAS	Inflamación	Osteodistrofia, Raquitismo, Fractura, Bursitis, Absceso, Tuberculosis, Neoplasia.
	Heridas	Trauma, Causadas por pihuelas, Causadas por congéneres.

	Parálisis y/o Cojera	Trauma, Lesión interna, Deficiencia de Vitaminas, Enfermedad de Marek, Intoxicación por Plomo, Fracturas, Tuberculosis.
PIES	Inflamación	Por pihuelas, Artritis, Trauma.
	Sangre	Heridas, Piquetes.
	Pálidos	Dieta baja en carotenos
	Parálisis, Cojera, Clavos	Tuberculosis, Raquitismo. <i>Staphylococcus epidermididis</i> , Perchas inadecuadas.
CUERPO	Heridas	Trauma, Dermatitis, Neoplasias.
	Inflamación	Fracturas, Abscesos, Tuberculosis, Hepatitis, Hematomas, Peritonitis, Causada por una inyección.
	Distensión Abdominal	Peritonitis, Cloaca impactada, Lesión durante la Inseminación, Peritonitis,
	Cloaca Manchada	Enteritis.
	Movimientos de la Cola	Enfermedad respiratoria
PLUMAS	Perdida	Muda, Deficiencias nutricionales, Ectoparásitos, Automutilación, Postura (hembras)
	Maltratadas	Trauma, Deficiencias nutricionales. Ectoparásitos.

	Erizadas	Cualquier enfermedad sistémica, Ectoparásitos.
SIGNOS GENERALES	Pérdida de Peso Crónica	Tuberculosis, Aspergilosis, Parasitismo, Neoplasia, Hepatitis, Agresión por congéneres, Diabetes mellitus, Temperatura ambiental baja.
	Anorexia	Enfermedad sistémica, Hipotermia, Intoxicación por Plomo.
	Polifagia	Diabetes mellitus, Obesidad, Trastornos del Comportamiento.
	Disnea	Presencia de cuerpo extraño, Rinitis, Neumonía, Aerosaculitis, Aspergilosis, Tricomoniasis, Newcastle, Estrés, Hipovitaminosis A, Temperatura y humedad ambiental altas.
	Hipernea	Sobrecalentamiento, Septicemia, Neumonía, Aerosaculitis, Anemia, Fiebre.
	Polidipsia	Tuberculosis, Enfermedad renal, Deshidratación, Postura.

	Disfagia	Egagrópila no arrojada, presencia de cuerpo extraño, cualquier condición que afecte la cavidad bucal, Disnea.
	Regurgitación y/o Vomito	Lesión del buche, Gastritis, Aerosaculitis, Condiciones de estrés.
	Diarrea	Enfermedades bacterianas, Parásitos, Dieta baja en fibra, Aerosaculitis, Newcastle, Intoxicación por Plomo,
	Heces Amarillas	Enfermedad renal, Enfermedad hepática, Administración previa de Vit B.
	Disentería	Coccidiosis, Traumas, Cirugía.
	Exceso de la Porción Urinaria	Enfermedad renal, Polidipsia.
	Signos Nerviosos	Envenenamiento (principalmente insecticidas y plomo), Deficiencia de Vit. B1, Hipocalcemia, Hipoglucemia, Otitis, Encefalitis, Trauma, Newcastle.

Modificado de Beynon, Cooper, Grifols, Heidenreich, Tully.

ANEXO IV

MEDICAMENTOS UTILIZADOS EN AVES RAPACES

MEDICAMENTO	DOSIS Y VÍA DE ADMINISTRACIÓN	COMENTARIOS
ANTIBIÓTICOS		
Amikacina	15-20 mg/Kg., b.i.d. IM 5-10 días. 50 mg en 10 ml de agua.	Su actividad es limitada contra Gram. + Nebulización.
Amoxicilina	150 mg/Kg., s.i.d. o b.i.d. IM, o VO 5-7 días.	Contra Infecciones bacterianas.
Ampicilina	15 mg/Kg. b.i.d. IM	Actúa contra Gran +. Se absorbe mal por VO.
Cefalexina	50-100 mg/Kg., t.i.d IM 5 días.	Contra Infecciones bacterianas.
Ciprofloxacina	50 mg/Kg. VO, b.i.d	Antimicrobiano de amplio espectro.
Cloranfenicol	50-100 mg/Kg. IM, VO. 200 mg en 15 ml de agua	Puede irritar a los tejidos. Nebulización.
Enrofloxacina	10-15 mg/Kg. b.i.d. IM, IV o VO 5-7 días. 100 mg en 10 ml de agua.	Infecciones, Puede causar necrosis muscular, En aves jóvenes puede causar problemas articulares, Vomito, en Búhos por vía IV, puede causar debilidad, taquicardia y vasoconstricción. Nebulización.

Eritromicina	60 mg/Kg. VO b.i.d 200 mg en 10 ml de agua	Antimicrobiano de amplio espectro. Nebulización.
Gentamicina	2.5 mg/Kg. IM, t.i.d. 50 mg en 10 ml de agua	Puede causar Nefrotoxicidad, polidipsia y poliuria. Nebulización.
Lincomicina	50-75 mg/Kg. b.i.d. IM o VO 7-14 días.	Se usa para el tratamiento de infecciones respiratorias, en pododermatitis, puede causar depresión y muerte por aplicación IV.
Metronidazol	50 mg/Kg. b.i.d. VO, 5-7 días.	En infecciones anaerobias, Puede causar necrosis, por vía IM.
Oxitetraciclina	25-50 mg/Kg. t.i.d. IM o VO, 5-10 días.	Puede causar necrosis por vía IM,
Penicilina Procainica	No se Recomienda	Puede ser Tóxico
Sulfas con Trimetropim	50-80 mg/ Kg. b.i.d. IM, VO, 3 días.	Potencialmente nefrotoxico.
Tilosina	15-30 mg/Kg. b.i.d. IM 3-5 días. 100 mg en 10 ml de agua	Se usa en casos e Micoplasmosis, Nebulización.
ANTIMICÓTICOS		
Fluconazol	2-10 mg/Kg. VO, s.i.d. 7-10 días	Infección por <i>Candida spp</i>
Ketoconazol	25 mg/Kg. b.i.d. IM 7-10 días. VO 200 mg/L.	Puede ser hepatotxico.

Miconazol	10 mg/Kg. s.i.d IM. 6-12 días.	Contra cryptococos.
Nistatina	100000-200000 U/Kg., b.i.d. VO o Tópico,	Contra aspergillosis.
ANTIPARASITARIOS		
Albendazol		Puede causar la muerte.
Febendazol	50-100 mg/Kg. una sola vez VO. 25-50 mg/Kg. VO 3-7 días.	Para nematodos, Tóxico en buitres.
Ivermectina	200 µg una sola dosis, SC. Sobre las plumas	Puede causar necrosis si se administra IM. Contra ectoparásitos.
Levamisol	10-20 mg/Kg., VO o SC 1-2 días.	Contra nematodos.
Mebendazol	20-50 mg/Kg. diario VO, una sola vez.	Contra nematodos. Puede causar toxicidad.
Metronidazol	50 mg/Kg. s.i.d. VO 5-7 días.	Puede causar necrosis si es administrado IM.
Pamoato de Pirantel	20 mg/Kg. b.i.d. VO, 10 días.	Contra nematodos.
Permetrina	Sobre las plumas	Contra piojos y otros ectoparásitos.
Praziquantel	5-50 mg/Kg. oral una sola vez.	Actúa contra cestodos.
ANESTÉSICOS, TRANQUILIZANTES ETC.		
Acepromazina	0.25-0.5 mg/Kg. IM. 0.1-0.2 mg/Kg. IV.	Causa relajación muscular y Tranquilización.

Diazepam	0.5-2.0 mg/Kg. IV o IM	Para el control de signos nerviosos.
Halotano	Inducción 1-4%, mantenimiento 0.5-2%.	No se recomienda en <i>Strigiformes</i> .
Isoflurano	4-5 % para inducción, y 2-2.5 % para mantenimiento.	Es un anestésico inhalado, es el preferido en el uso de <i>Strigiformes</i> .
Ketamina	15-50 mg/Kg. IM, IV.	Anestésico se recomienda en procesos cortos, se recomienda aplicar de un 30%-40% por vía IV.
Tiletamina/Zolazepam	10 mg/Kg. IM.	Similar ala combinación de ketamina/xilacina, solo que es más cara.
Xilacina	1-4 mg/kg. IM	Tranquilizante puede causar disnea
ANALGÉSICOS		
Butorfanol	2-4 mg/Kg. IM.	Produce analgesia.
Ketoprofeno	1 mg/Kg. s.i.d. IM hasta 10 días.	
Meglumina de Flunixin	2-10 mg/Kg., s.i.d. IM hasta 5 días.	Se usa en casos de artritis, puede causar regurgitación,
Meloxicam	0.1-0.2 mg/Kg., s.i.d. IM o VO.	Se usa en casos de artritis, y otros procesos inflamatorios.
ANTÍDOTOS PARA ENVENENAMIENTO		
Atropina	0.1-05 mg/Kg. repetir cada 3-4 horas IM o IV.	Contra envenenamiento por organofosforados, en

		casos de bradicardia, puede causar arritmias cardíacas y éstasis gastrointestinal.
HORMONALES Y AGENTES SIMILARES		
Dexametasona	0.5-2 mg/Kg. s.i.d. IM, 1-2 días	Antiinflamatorio, evitar su uso prolongado.
Oxitocina	3-5 UI/Kg. IM	Cuando el huevo esta adherido al oviducto.
Prednisolona	0.5-1.0 mg/Kg. una sola vez IM. 2-4 mg/Kg. una sola vez IV o IM.	Antiinflamatorio. En casos de Shock.
TERAPIA METABÓLICA / NUTRICIONAL		
Biotina	50 µg/Kg. diario hasta por 30 días VO.	Deficiencias no especificas,
Calcio	0.5-1 mg/Kg. IM IV.	En casos de hipocalcemia, en casos de fracturas como soporte.
Complejo B	Oral solo si es necesario	Deficiencias no especificas, enfermedades nerviosas.
Dextrosa 10%	Hasta 10 mg/Kg. oralmente	Hipoglucemia, falta de energía.
Dextrosa 50%	1-2 ml (500-1000 mg)/Kg. una sola vez IV despacio.	Hipoglucemia, falta de energía.

Hierro Dextrán	10 mg/Kg. una sola vez IM, se puede aplicar semanalmente.	Deficiencia de hierro, anemia.
Tiamina (B1)	10 -50 mg/Kg. s.i.d. VO.	Deficiencia de vitaminas
Vitamina A, D, E.	Hasta 20000 UI/Kg. semanalmente IM.	Hipovitaminosis, y estimula la regeneración epitelial.
Vitamina C	250 mg/Kg. s.i.d. VO,	Terapia antioxidante,
Vitamina K	0.2-0.5 mg/Kg. IM	Para toxicidad por rodenticida, coagulopatias.
ANTISÉPTICOS Y DESINFECTANTES		
Violeta de Genciana	Tópico, hasta que sea necesario.	Es muy visible,
Yodo	Tópico,	Es muy visible,
OTROS		
Caolín	2 ml/Kg. VO.	Antidiarreico.
Carbón Activado	2-10 mg/Kg. VO, si es necesario.	Antidiarreico, absorbe toxinas.
Cimetidina	3-5 mg/Kg. VO, IM.	Úlcera gástrica.
Doxopram	5-20 mg/Kg. una vez IV o en la mucosa.	Estimulante respiratorio,
Electrolitos	10-20 ml/Kg. b.i.d. VO.	Para la pérdida de fluidos
Epinefrina	0.5-1 ml/Kg. IM IV	En casos de bradicardia.
Furosemida	1-1.5 mg/Kg. t.i.d. o q.i.d. IM, IV. Si es necesario.	Diurético, se debe tener cuidado con aves deshidratadas o con enfermedades renales.
Metoclopramida	2 mg/Kg. s.i.d. IV IM. 1-2 días.	Incrementa la motilidad intestinal.

Solución de Ringer's	Hasta 4% diario, SC o VO, o 15 ml/Kg. t.i.d. o q.i.d IV.	Para la pérdida de fluidos
Solución Salina	Hasta 20 ml/Kg. VO.	Emético

Modificado de Beynon, Carpenter, Cooper, Fowler, Grifols, Handbook of Veterinary, Heidenreich, Reding, Tully.

BIBLIOGRAFÍA

1. Acevedo F. **Las Aves Silvestres de Jaula y Jardín**, El Papel del MVZ en la Fauna Silvestre, curso de Otoño AMMVEPE, F.E.S. Cuautitlán, 1-3 de diciembre de 2003.
2. Aguilar R. Redig P. **The Use of Occlusive Hydrocolloidal Bandages in Raptor Wound Management 1991**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1992 p.p. 258-260.
3. Aguilar V. **Principios Básicos de Cirugía en Aves**, 8Vo. Congreso de Interasociaciones, 26-28 de Septiembre de 2005, México distrito Federal.
4. Aguirre A. **Serologic Survey for Arboviruses and Selected Disease Agents in Wild Mammals and Birds from Mexico**. Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1990 p.p. 14-18.
5. American Ornithologists' Union. **Check-list of North American birds**: 7th edition The American Ornithologists' Union. Allen Press, Lawrence, Kansas. 1998.
6. Beynon P. Cooper J. **Manual de Animales Exóticos**. Ed. Harcourt Brace, Madrid 2001. pp. 173-195, 225-244.
7. Boezio S; Leizagoyen Ma; C. Zipitria R. **Management Profiles and Avian Mortality in Montevideo Zoos from 1982 To 1990**. Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1990 p.p. 33-41.
8. Bonnie R; Sheppard C; Bruning D; Maher E; Cooper P. **Management of Substrate in Aviaries to Reduce Exposure to Fungus and Mold**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1995 p.p. 194-195.

9. Branson R. Kip C. **Avian Viruses Function and Control**, Wingers Publishing Inc, Lakew Worth, Florida U.S.A. 1995.
10. Brousset D. Méndez R. **Imagenología en Aves**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
11. Burgos M. **El Entrenamiento de Aves Como Parte de un Programa de Educación, Conservación y Como Herramienta Para su Bienestar**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
12. Cambre R; Keimy D; **Vaccination of Zoo Birds against Avian Botulism with Mink Botulism Vaccine**. Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1993 p.p. 335-337.
13. Campbell T. **Avian Hematology**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1990 p.p. 266-267.
14. Carpenter W; Mashima T; Rupiper D. **Exotic Animal Formulary, 2ª Edition**, W.B. Saunders Company, 2001.
15. Carranza J. **Aspectos Prácticos en la Reproducción de Aves Rapaces en Cautiverio**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
16. Chávez A; Ramírez J; Couhoh E; Velasco G; **Informe de un Caso de Tumor de Células de Sertoli y Leydig en Testículos de un Halcón Harris (Parabuteo unicinctus Harris) del Zoológico Miguel Álvarez del Toro, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas**. XX Simposio Sobre Fauna Silvestre, “Gral. MV. Manuel Cabrera Valtierra” 26-28 de Noviembre de 2003. México Distrito Federal.

17. Cifuentes P; Gual F. **Programa de Condicionamiento Operante en el Zoológico de Chapultepec**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
18. Clark S; Collins M; Price J. **New Methods for Diagnosis of *Mycobacterium Avium* Infection in Birds**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1995 p.p. 133-135.
19. Clements J. **Birds of the World: A Checklist**: Fifth Edition. Ibis Publishing Company. Vista, California. 2000.
20. Clum J; Valdes V. **Nutrient Composition of Whole Vertebrate Prey: a Research Update**. Proc. Assoc. Zoo Aquaria Conf., Atlanta, GA USA. 1994.
21. Clyde V. **Avian Analgesic**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1994 p.p.109-111.
22. Coles H. **Avian Medicine and Surgery**, 2nd edicion pp.1-43, 113-194, Ed. LVeterinary Practice black Vell Science Inglaterra 1997.
23. Colín G. Práctica Profesional Supervisada, Modalidad de Fauna Silvestre, **Informe Final y Reporte de Caso de la Practica Profesional Supervisada**, Tesina de Licenciatura, Marzo 2004.
24. Cooper J. **Birds of Prey: Health & Disease**, 3a Edition, Ed. Blackwell Science, Oxford UK, 2002. pp. 1-8, 13-70, 121-131, 185-216, 243-244, 251-254, 271-277.
25. Cooper J; Reding T; **Raptor Biomedicine**, University of Minnesota, Press Minneapolis, 1993.
26. Ferguson J; Christie D. **Rapaces del Mundo**, Ed. Ediciones Omega, Barcelona España 2001, pp. 28-30, 59-61, 72-75.

27. Fowler M; Miller E. **Zoo & Wild Animal Medicine Current Therapy**, 4^a Edition, Ed. Saunders Company, U.S.A. 1999.
28. Fowler M; Cubas Z. **Biology Medicine and Surgery of South American Wild Animal**. Iowa States University Press. United States. P.p. 115-132. 2000.
29. Fowler M. **Zoo and Wild Animal Medicine**, fifth edition, Ed. Saunders, U.S.A., 2003.
30. García C. **Manual de Anatomía de las Aves**, FES. Cuautitlán 2004.
31. Gentz E; Dykes N; Kollias G; Rendano V. **Comparison of Barium and Iohexol as Gastrointestinal Contrast Media in Avian Radiography. Control**. Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1999 p.p. 197-200.
32. Gibbons P; Tell L; Christopher M; Kass P. **Detection of Blood in Cockatiel (*Nymphicus Hollandicus*) Excrement: A Comparison Of Laboratory Methods**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 2001 p.p.220-221.
33. Grifols J; Molina R. **Manual Clínico de Aves Exóticas**, Ed. Grass-Iatrtos Barcelona España. 1997. pp. 3-187.
34. **Handbook of Veterinary Drug**, 2^a edition, Edit by Dana Allen Lippincott – Raven Plublishers, Philadelphia U.S.A, 1998. p.p 749- 842.
35. Harr K. **Hematologic and Biochemical Methodologies and the Development of Reference Ranges**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 2001 p.p. 58-63.

36. Harrenstien L; Tell L; Vulliet R; Needham M; Brandt C; Brondos A; Stedman B. **Disposition of Enrofloxacin (Baytril) in Red-Tailed Hawks (*Buteo jamaicensis*) and Great Horned Owls (*Bubo Virginianus*) Following a Single Oral, Intramuscular, or Intravenous Dose.** Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1998 p.p. 140-141.
37. Hatt J; Baumgartner R; Isenbugel E. **Raptor Rehabilitation - Practical Experiences for the Evaluation of Injured Animals,** Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1995 p.p.286-292.
38. Heidenreich M. **Birds of Prey Medicine and Management,** Ed. Blackwell Science, Oxford UK, 1997. p.p. 5-33, 62-100, 103-129, 221-225.
39. Howard L; Wack R. **Preliminary use and Literature Review of the I-Stat (A Portable Clinical Analyzer) In Birds 2002,** Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 2002 p.p.96-100.
40. **http://ruiz_hoods.tripod.com**
41. **[http://www. Globalshot.com/Manual_caza/cor](http://www.Globalshot.com/Manual_caza/cor)**.
42. **<http://www.ceachile.cl/rapaces/>**
43. Jensen J; Schumacher J. **Endoscopic Examination of the Distal Uterus of Ostriches and Emus,** Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1994 p.p. 120-121.
44. Jiménez M; Jiménez M. G. **<http://www.damisela.com/zoo/ave/taxa.htm>**.
45. Kenneth V. **Vertebrados Anatomía Comparada, Función, Evolución,** 2^a edición, Ed. Mc- Graw Hill 1999.

46. Kirk K. **Avian Nutrition**, Ed. CAD International, 1998. pp. 1-132.
47. Klein P; Charmatz K; Langenberg J. **The Effect of Flunixin Meglumine (Banamine^R) on the Renal Function in Northern Bobwhite (*Colinus Virginianus*): an Avian Model**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1994 p.p.112-114.
48. Klein P; Thompson D. **Long Bone Fracture Management in Sandhill Cranes: A Case Report**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1995 p.p.192-193.
49. Kollias G. **Nutritional Support for Captive Wild Birds**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1993 p.p.22-23.
50. Kreeger T. Degernes L. **Immobilization of Raptors With Tiletamine and Zolazepam (Telazol)**. Ed. Raptor Biomedicine Minneapolis: University of Minnesota Press, 1993; p.p. 141-144.
51. Kuzma A. **Avian Orthopedics: an Update and Review of New Techniques**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1990 p.p. 175-179.
52. Langenberg J; Maguire K; Anderson E. **A Technique for Sex Identification of in Ovo Avian Embryos**. Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1997 p.p. 36-37.

53. De Marco M; Delogu M; Salvelli A; Sbizzera F; Raffini E; Marzadori F; Avesani C. **Newcastle Disease and Avian Influenza: Seroprevalances in Birds of Prey Held in two Rehabilitation Centers in Emilia- Romagna**, European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians (EAZWV) 4th scientific Meeting, Joint with the Annual Meeting of the European Wildlife Disease Association (EWDA) May 8-12, Heidelberg, Germany, 2002.
54. Mandelker L. **Avian Anesthesia Vol. 2**, Injectable Agents, Companion Anim Pract, 1998. p.p. 21-23.
55. Maqueda N; Ramos X. **Manual de Manejo y Administración de Tratamientos en Fauna Silvestres y Animales de Zoológico (Reptiles, Aves y Mamíferos)**, Tesis de licenciatura, F.E.S. Cuautitlán, UNAM, 1995.
56. Martínez G. **Beneficios y Aplicaciones de un Programa de Entrenamiento Animal**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
57. Mendoza A. **Enriquecimiento Ambiental**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
58. Miller E. **Quarantine Procedures for Aza-Accredited Zoological Parks**, 1995 Joint Conference Aazv/Wda/Aawv, 1995 p.p. 145-151.
59. Montaraz J. **Introducción a la Inmunología**, 1ª Edición, Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, pp. 39-45. 1997.
60. Montfort E. **Medicina y Manejo de Psitácidos en Cautiverio**, Foro Avícola Medicina de las Aves de Ornato y Compañía 3 y 4 Junio de 2004. México Distrito Federal.

61. Morales J. **Enfermedades del Aparato Respiratorio de las Aves**, Foro Avícola Medicina de las Aves de Ornato y Compañía 3 y 4 Junio de 2004. México Distrito Federal.
62. Muir W; Skarda R. **Manual de Anestesia Veterinaria**, 3ª edición, Ed. Harcourt, Madrid España, 2001.
63. Murphy J. **Addressing Pain in the Avian Patient**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1998 p.p. 466-469.
64. Nieto F; Mendoza A; Sánchez G. **Programa de Enriquecimiento Animal para Especies en Cautiverio en el Zoológico de Morelia**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
65. Olivera C. **La Medicina Veterinaria, Pieza Clave en los Programas de Conservación**, XX Simposio Sobre Fauna Silvestre, “Gral. MV. Manuel Cabrera Valtierra” 26-28 de Noviembre de 2003. México Distrito Federal.
66. Ortiz G. **Alternativas Prácticas de Tratamiento Ortopédico en Aves Silvestres más Comunes**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
67. Parás A. **Endoscopia Diagnóstica en Aves**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
68. PLM. **Diccionario de Especialidades Farmacéuticas**, Edición 49, Ediciones Thomson PLM, 2003.
69. PLM. **Prontuario de Especialidades Veterinarias Farmacéuticas Biológicas y Nutricionales**, Edición 23, Ediciones Thomson PLM, 2003.

70. Plumb C. **Veterinary Drug Handbook**, Fourth edition, PharmaVet Publishing, White Bear Lake, Minnesota, 2002.
71. Portillo R. **Fracturas en Aves Silvestres: Tratamiento y Rehabilitación**, XX Simposio Sobre Fauna Silvestre, “Gral. MV. Manuel Cabrera Valtierra” 26-28 de Noviembre de 2003. México Distrito Federal.
72. Quintana J. **Formación del MVZ en la Medicina de Aves de Compañía**, Foro Avícola Medicina de las Aves de Ornato y Compañía 3 y 4 Junio de 2004. México Distrito Federal.
73. Quintero M. **Artrópodos Causantes de Dermatitis en Struthioniformes Falconiformes y Psittaciformes**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
74. Ramírez R. **Revisión Bibliográfica de Características y Métodos Terapéuticos Prácticos Para Oftalmología Aviar**, XX Simposio Sobre Fauna Silvestre, “Gral. MV. Manuel Cabrera Valtierra” 26-28 de Noviembre de 2003. México Distrito Federal.
75. Redig P. **Medical Management of Birds of Prey**, 2ª Edition, At The University of Minnesota, U.S.A. 1993.
76. Redrobe S. **Blood Sampling Techniques in Penguins**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 2000 p.p. 542-543.
77. Reyes G. **Clínica de Aves de Presa Utilizadas en Cetrería**, 2º Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.

78. Ritchie W; Harrison J. **Avian Medicine, Principles and Applications**, Wingers Publishing, 1994, p.p. 148.
79. Rosas R. **Manual de Técnicas de Sexado en Aves de Ornato (Revisión Bibliografica)**, Tesis de Licenciatura, F.E.S. Cuautitlán, UNAM, 1997.
80. Roselina A; Rochelle D. **Developing a Zoological Avian Nutrition Program**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1997 p.p.39-43.
81. Samour Jaime, **Avian Medicine**, Harcourt Publishers Limited, 2000.
82. Santín R. **Nuevos Aspectos Prácticos en Identificación, Manejo, Nutrición y Reproducción en Medicina Aviar**, XX Simposio Sobre Fauna Silvestre, “Gral. MV. Manuel Cabrera Valtierra” 26-28 de Noviembre de 2003. México Distrito Federal.
83. SeaWorld, **Busch Gardens Animal Information Database 2002**
[www.seaworld.org /](http://www.seaworld.org/)
84. Schumacher J; Heard D. **Avian Emergency Treatment and Critical Care**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1994 p.p. 107-108.
85. Sibley G. y Burt M. **Distribution and Taxonomy of Birds of the World**. Yale University Press. Londres. 1990.
86. Stalis I; Rideout B; Alien J; Sutherland M. **Possible Albendazole Toxicity in Birds**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1995 p.p. 190-191.

87. Teare A. **Reference Ranges for Physiological Values in Captive Wildlife**, Edition 2002, International Species Information System (I.S.I.S.),12101 Johnny Cake Ridge Road Apple Valley, MN 55124 U.S.A.
88. Timossi L; Crosta L. **Quarantine and Preventive Medicine in Exotic Birds**, 30th World Congress of the World Small Animal Veterinary Association, Mayo 11-14, Mexico City, Mexico, 2005.
89. Tully T. **Avian Medicine**, 1st, Ed. Butter Worth Heimemann, p.p. 386-390, U.S.A. 2000.
90. Underwood T; Crockett R; Roth R; Keeler C; Parcels M. **Comparison of Flow Cytometry and the Polymerase Chain Reaction as Sexing Techniques**, Journal of Field Ornithology: Vol. 73, No. 3, pp. 239–245. August 2001.
91. Vera O. Práctica Profesional Supervisada Modalidad de Fauna Silvestre **Informe Final y Estudio de Caso de la Práctica Profesional Supervisada**, Tesina de Licenciatura, Marzo 2004.
92. Villalobos J. **Endoscopia en Fauna Silvestre**, AZCARM Morelia, Octubre 2004.
93. Villegas F. **Consideraciones Taxonómicas, Anatómicas y Fisiológicas del uso de Anestésicos en Falconiformes (Revisión Bibliográfica)**, Tesis de Licenciatura, F.E.S. Cuautitlán, UNAM, 2005.
94. Vilma M. **Hematológica en la Medicina de las Aves de Ornato**, 2° Foro Avícola, Medicina de las Aves de Ornato y Compañía, 26 – 27 Mayo 2005 México Distrito Federal.
95. Weindensaul S. **The Raptor Almanac**, ed. The Lyons Press, Hong kong 2000, p.p. 42-79, 151-177.

96. Wimsatt J; Dressen P; Dennison C; Turner S. **Avian Wing Bandaging and Therapeutic Ultrasound Treatment**, Collected Proceedings American Association of Zoo Veterinarians. 1998 p.p. 158-159.