



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

CONSIDERACIONES TAXONOMICAS, ANATOMICAS Y
FISIOLOGICAS DEL USO DE ANESTESICOS EN
FALCONIFORMES (REVISION BIBLIOGRAFICA).

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A :

FRANCISCO VILLEGAS FRIAS

ASESOR: MVZ GERARDO LOPEZ ISLAS



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



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

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

F. N. A. M.
 ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN



DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
 DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
 PRESENTE

ATN: Q. Ma. del Carmen García Mijares
 Jefe del Departamento de Exámenes
 Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

Consideraciones taxonómicas, anatómicas y fisiológicas
del uso de anestésicos en Falconiformes (revisión
bibliográfica).

que presenta el pasante: Francisco Villegas Frías
 con número de cuenta: 9604378-1 para obtener el título de:
Médico Veterinario Zootecnista

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

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 20 de junio de 2005.

PRESIDENTE	<u>Dr. José Gabriel Ruiz Cervantes</u>	
VOCAL	<u>MVZ. Juan Alfonso Monroy Juárez</u>	
SECRETARIO	<u>MVZ. Gerardo López Islas</u>	
PRIMER SUPLENTE	<u>MVZ. Rodolfo Córdoba Ponce</u>	
SEGUNDO SUPLENTE	<u>MVZ. Ma. de Lourdes Jara Ramírez</u>	

Gracias a mi familia por apoyarme en mis fracasos y mis aciertos, por siempre respetar mis decisiones y creer en mí, por creer en mis proyectos, pero sobre todo por alentarme para alcanzar mis sueños.

Gracias a mi madre por ser siempre ese motor que me ha impulsado en todo momento sin importar que tan cansada este. Por estar presente en todas las noches de desvelo durante toda mi formación académica, gracias por no permitir que las adversidades me vencieran.

Mamá gracias por todo tu amor, por ser siempre el pilar mas fuerte donde me puedo refugiar, por mostrarme la fortaleza ante los tropiezos de la vida, gracias por no dejarte vencer nunca por nada, por instruirme con el ejemplo, por enseñarme a luchar por lo que deseo, por enseñarme a perdonar y a olvidar. Gracias por mostrarme el camino de la independencia, por permitirme levantar el vuelo para buscar mi propio sostén, nunca a donde valla olvidare mi nido. Mamá te amo.

Gracias padre por tus incansables esfuerzos para llegar a este momento, gracias a tu trabajo dedicado siempre para sacarnos a delante, gracias por estar siempre con nosotros. Gracias por todos los momentos felices que hemos tenido. Papá te amo.

Hermana gracias por estar siempre junto a mí, por compartir desde los juegos de niños hasta la formación académica e incluso la alberca. Por tus noches de desvelo apoyando mis labores escolares. Gracias por el ejemplo que me has dado. Gracias por apoyarme cuando equivoco mis acciones y mis decisiones, pero sobre todo por levantarme tras la caída. Nunca te dejes derrotar por las pruebas de la vida, se que nada te vencerá en la búsqueda de tu leyenda personal. Te amo, lucha por ser siempre feliz.

Mamá...papá...hermana quiero decirles que este momento es un fruto de todo el esfuerzo realizado en conjunto y se que recolectaremos más frutos de este árbol, nuestra familia.

Gracias a dios por otorgarme un lugar dentro de esta hermosa familia.

Gracias a la UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO por darme la oportunidad de ser un alumno de la FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTTLÁN.

Gracias a todos los profesores que participaron en mi formación académica y humana dentro de la UNAM.

Gracias al MVZ. Gerardo López Islas por su tiempo y consejos brindados para la realización del presente trabajo, así como por la formación académica y profesional que me ha permitido adquirir junto con su equipo de trabajo.

Gracias a los sinodales que dedicaron parte de su tiempo para la revisión y mejoramiento del presente trabajo.

Gracias a todas las personas e instituciones que han contribuido en mi formación profesional, sin importar los contratiempos que mi formación ha representado. Gracias a todos ellos por permitirme ser parte de su grupo de trabajo, de su gremio de colaboradores y amigos. Gracias por abrirme la puerta a los conocimientos y disciplinarme en el ejercicio de la profesión. Gracias a todas aquellas personas que me mostraron el amor y el respeto por la vida de nuestros pacientes. Pero sobre todo gracias a las personas que fomentaron mi amor hacia la vida silvestre y la naturaleza.

ÍNDICE

RESUMEN	I
INTRODUCCIÓN	II
1.- CLASIFICACIÓN ZOOLOGICA DE LAS AVES DE PRESA	1
2.- ANATOMÍA DEL TRACTO RESPIRATORIO AVIAR	16
3.- FISIOLÓGÍA DEL TRACTO RESPIRATORIO AVIAR	22
4.- INTRODUCCIÓN A LA ANESTESIA	35
5.- ANESTESIA GENERAL	47
6.- ANESTESIA INYECTADA	52
7.- ANESTESIA INHALADA	64
8.- APARATOS DE ANESTESIA INHALADA	81
9.- RIESGOS LABORALES DEL USO DE ANESTÉSICOS INHALADOS	93
10.- TRATAMIENTO PREANESTESICO DE LAS AVES	99
11.- INDUCCIÓN DE LA ANESTESIA	111
12.- EVALUACIÓN DEL ESTADO DE ANESTESIA	114
13.- PERIODO TRANSOPERATORIO	122
14.- RECUPERACIÓN	129
15.- CONCLUSIONES	140
16.- BIBLIOGRAFÍA	144

RESUMEN

Con la finalidad de recabar la información dispersa sobre el uso de fármacos anestésicos en las aves falconiformes se desarrollo la presente revisión bibliográfica. En la cual se estableció la ubicación de este grupo de aves en la taxonomía aviar. Posteriormente se hace hincapié en las particularidades anatómicas y fisiológicas del tracto respiratorio aviar. Subsiguientemente se realiza una descripción de los diferentes fármacos anestésicos que se han usado en la anestesia aviar, tanto inhalados como inyectados. No sin omitir los implementos necesarios para la aplicación de los fármacos inhalados, como lo es el equipo de anestesia, mascarar anestésicas, cámaras anestésicas, así como los fármacos preanestésicos que se pudieran usar. Enseguida se hace mención de los sucesos más rutinarios que ocurren durante la inducción a la anestesia, el periodo transoperatorio y la recuperación de la anestesia. Finalmente después de analizar la información recabada se llega a la conclusión de que los anestésicos inhalados tienen ventajas sobre los anestésicos inyectados, pero sin que ello quiera decir que estos últimos no tienen aplicación medica.

INTRODUCCIÓN

Dentro de la práctica médica veterinaria con frecuencia se atienden pacientes cuyos padecimientos hacen necesario el uso de fármacos anestésicos. De la misma manera el médico veterinario que trabaja con animales silvestres se enfrenta a diversas situaciones que le obligan a anestesiarse a sus pacientes, tanto para cirugía como para algún otro tratamiento profiláctico o práctica de manejo. (8, 12, 59)

Dentro de los animales silvestres que se encuentran con mayor frecuencia en cautiverio se hallan las aves; principalmente aves canoras (paseriformes), pericos (psittaciformes) entre otras aves de ornato que han sido capturadas por el hombre por su extraordinaria belleza, sin embargo el grupo de las aves falconiformes ha sido utilizado por el hombre de múltiples formas. (32, 71)

El hombre ha encontrado símbolos religiosos en las aves, tal es el caso de Horus dios egipcio en forma de halcón que fue venerado 3100 años a.C. ; así como para proveerse de alimentos, al usar la habilidad de estas aves para cazar. Las primeras noticias que se tienen del uso de estas aves para la caza son las legadas por Plino quien escribe un relato de como los hombres y los halcones cazaban juntos en los bosques, los hombres batían la floresta mientras los halcones esperaban a que los pequeños animales escaparan espantados *“los hombres con largas varas golpean la maleza y la caza menor que intenta escapar es atrapada por las aves rapaces que esperan en los alrededores”*. De la misma forma Aristóteles también narra algo semejante en sus escritos *“los hombres golpean con varas a los cañaverales y los árboles haciendo huir a los pájaros, los gavilanes se dejan ver y los persiguen; el temor obliga a los pajarillos a querer refugiarse en la tierra donde los hombres los golpean con las varas y los matan”*. En la edad media en Europa, fue la época dorada de esta actividad cuando la cetrería alcanza niveles impresionantes de perfección,

convirtiéndose rápidamente en la más prestigiada de las artes, siendo la nobleza quien giraba alrededor de la cetrería. Fue en esta época cuando surge el primer libro que describe la anatomía de las rapaces cuyo título es: "*De Arte Venandi cum Avibus*" escrito por Frederick II.

De la mano y con el interés por estas aves surgen apreciaciones de la salud de los animales y ya para 1000 años atrás los árabes eran capaces de reconocer muchas enfermedades en los halcones. Observaciones empíricas hechas por los amantes de estas aves dan la pauta para escribir tratados de enfermedades aviares, en Europa se publican libros hacia 1619, en ellos Latham hace recomendaciones para tratar quirúrgicamente el padecimiento "del clavo en la pata". En 1686 Blome hace recomendaciones de medicina preventiva en halcones. En 1728 se hacen estudios de la anatomía de los falconiformes. El primer libro publicado en inglés, que trata las enfermedades sobre halcones fue *The Boke of St Albans* en 1846. En 1891 Hartin forma una biblioteca llamada "Biblioteca Accipitraria" en la que acumula una gran información sobre halcones.

El primer avance científico real en la medicina de los halcones ocurre en 1930 cuando el Dr. Tom Hare estudia la capilariasis y la coccidiosis utilizando técnicas de laboratorio. Para 1972 se realizan estudios sobre la contaminación ambiental y su efecto en la decadencia de las aves rapaces, ya que los contaminantes producen en los huevos una cáscara más delgada lo que ocasiona la muerte embrionaria de las aves. Para 1988 en Estados Unidos se realiza el primer simposium de "Raptor Biomedicine" y en ese mismo año se lleva a cabo el segundo simposium, el tercero se realiza en Sudáfrica en 1998. ^(8, 32, 71, 21,25)

Es el mismo interés de los aficionados a estas aves y a la cetrería, lo que lleva a formar un gremio, el "Royal Loo Hawking Club" fundado en 1839, para desaparecer unos años más tarde. Y en 1865 se forma en Francia el "Club de Champagne". Actualmente la cetrería se ha convertido en una forma de esparcimiento.

Desafortunadamente durante la práctica de esta actividad suelen ocurrir accidentes en las aves como traumatismos, fracturas y heridas entre otras, que hacen necesario el uso de algún procedimiento anestésico para realizar el tratamiento terapéutico o quirúrgico. ^(21, 25, 56)

Las aves silvestres se alteran con gran facilidad durante los procedimientos médicos, pudiendo entrar en estado de choque, de ahí la importancia de hacer un buen manejo, lo que implica seleccionar el mejor método anestésico de acuerdo al caso. ^(12, 73)

Afortunadamente en la medicina veterinaria se cuenta con una amplia gama de medicamentos anestésicos, así como de técnicas de administración anestésica donde se pueden combinar anestésicos inyectados e inhalados al igual que los analgésicos, tranquilizantes y otros. ⁽⁶⁷⁾

A pesar de la diversidad farmacológica que existe en México, el uso de anestésicos volátiles se ve restringido en pequeñas especies. Realizando procedimientos anestésicos en las aves mediante anestésicos inyectados como ketamina, propofol y tiletamina-zolacepam, lo que causa una anestesia prácticamente irreversible a voluntad del médico, una vez que el fármaco ha sido administrado al ave. Con estos mismos fármacos la inducción es agresiva y la recuperación puede ser lenta, dolorosa y estresante, donde generalmente se maltrataran las plumas, elemento importante para el vuelo, durante la recuperación también pueden sufrir otro tipo de lesiones. ^(9, 77)

Con el uso de anestésicos inhalados estos periodos de anestesia se minimizan debido a la fácil inducción y rápida recuperación con el mínimo de estrés y en consecuencia un mínimo de maltrato. Otro beneficio de la anestesia volátil es que el estado de anestesia puede ser eliminado prácticamente a voluntad por el anestesista debido a que estos fármacos se eliminan en un 99.8% por la vía respiratoria, permitiendo una rápida recuperación del ave y un daño mínimo a órganos depuradores como el hígado y el riñón ya que no se metabolizan

mediante el citocromo P 450. Además este método anestésico nos permite acceder con facilidad a la vía aérea para mantenerla permeable durante la cirugía, lo que nos brindara seguridad durante el procedimiento. ^(37, 73)

1.-CLASIFICACIÓN ZOOLOGICA DE LAS AVES DE PRESA.

Las aves son animales vertebrados, tetrápodos (animal vertebrado con cuatro extremidades) y mandíbulados (poseen mandíbulas), pertenecen al grupo de los amniotas (poseen amnios, membrana más interna que cubre al feto), diapsidos (presenta dos aberturas en el hueso temporal) y endotérmicos (mantienen una temperatura constante y tienen la capacidad de regularla) con la característica inconfundible de la presencia de plumas, que las hacen diferentes a otros animales.

Taxonomía.

Dentro de la clasificación de las aves se encuentran 27 ordenes agrupados por sus relaciones filogenéticas constituidos por aproximadamente 9000 especies, los ordenes son:

- 1.- Estrucioniformes (avestruces)
- 2.- Reiformes (ñandúes)
- 3.- Casuariformes (casuarios)
- 4.- Apterigiformes (kiwis)
- 5.- Tinamiformes (tinamúes)
- 6.- Esfenisciformes (pingüinos)
- 7.- Gaviformes (colimbos)
- 8.- Podicipediformes (zampullines)
- 9.- Procelariformes (albatros)
- 10.- Pelecaniformes (pelícanos)
- 11.- Ciconiformes (cigüeñas)
- 12.- Anseriformes (cisnes)

13.- Falconiformes (halcones)

14.- Galliformes (faisanes)

15.- Gruiformes (grullas)

16.- Caradriformes (gaviotas)

17.- Columbiformes (palomas)

18.- Psitaciformes (pericos)

19.- Cuculiformes (correcominos, cucos, cuclillos)

20.- Estrigiformes (búhos)

21.- Caprimulgiformes (chotacabras)

22.- Apodiformes (colibríes)

23.- Coliformes (aves ratón)

24.- Trogoniformes (trogones, quetzales)

25.- Coraciformes (martines pescadores)

26.- Piciformes (tucanes)

27.- Paseriformes (aves canoras)

(14, 43)

Sin embargo para 2002, Hickman afirma que existen 28 ordenes con 9600 especies vivientes. Siendo el nuevo Orden denominado Musofagiformes donde se encuentran los Turacos (anteriormente clasificados junto con los cuclillos en el Orden de los Cuculiformes); mientras que Municio Angel Martín en 1997 hace mención a 30 ordenes.^(44, 62)

Estos ordenes se dividen en dos grandes grupos:

- a) Los Ratites, que son las aves no voladoras.
- b) Las Carenadas, que son las aves voladoras, con quilla donde se insertan los músculos para el vuelo.

Dentro del grupo de las carenadas están los “Falconiformes”, mismas que se pretenden estudiar en este documento.

A través del tiempo muchos autores han clasificado a las aves de presa de diferentes formas, pero hasta el momento aún se debate la clasificación correcta de estas aves. Casi todos los autores se han basado en las características morfológicas externas para su clasificación y aunque no se ha llegado a una clasificación final, todos los autores aceptan que las aves de presa tienen características en común como el pico de garfio o de gancho, garras bien desarrolladas y son carnívoras.

En el caso de los cernicalos y de los peregrinos se encuentra una uña en las alas, que se encuentra fija al alula por lo que se le denomina “uña del alula”. El pico es relativamente corto y fuerte donde poseen una estructura denominada “diente de halcón” que es una protuberancia afilada en el borde del pico exclusiva de los miembros de la subfamilia Falconinae. Los hábitos alimenticios y de caza son diferentes entre las diferentes especies, pues hay cazadores y carroñeros. El esqueleto es fuerte y rígido para dar soporte y estabilidad central para un mejor vuelo. Las alas de las falconiformes son largas, estrechas y apuntadas, aunque existen variaciones debido a sus hábitos de caza. El género *Falco* tiene estructuras óseas particulares llamadas osificaciones intratendinosas, están localizadas en ciertas regiones del pie y del ala en varios falconiformes especialmente en los halcones peregrinos. Los falconiformes tienen la habilidad para regurgitar los materiales que les son difíciles de digerir como las plumas o el pelo. Este material lo eliminan en forma de pelotitas denominadas egagropilas. ^(21, 86)

Clasificación para falconiformes de Amadon y Bull en 1988.

Phylum: cordados

Subphylum: vertebrados

Clase: aves, carenadas

Orden: Falconiformes

Suborden: Cathartae

Familia: Cathartidae (buitres de nuevo mundo como zopilotes y cóndores,
existen 4 especies en México)

Suborden: Accipitres

Familia: Accipitridae

Subfamilia: Pandioninae (águilas pescadoras, una sola especie)
Accipitrinae (verdaderas águilas y gavilanes)

Suborden: Sagittarii

Familia: Sagittariidae (secretarios o serpentarios, una sola especie)

Suborden: Falcones

Familia: Falconidae

Subfamilia: Falconinae (halcones)

Polyborinae (caracara)

Una clasificación reciente es la propuesta desde 1990 por Sibley y Ahlquist, esta basada en el grado de semejanza del ADN de las aves actuales, que representa las auténticas

relaciones filogenéticas, mejor que la clasificación morfológica tradicional. Esta clasificación ha traído cambios sorprendentes como la revisión del Orden de Ciconiiformes que hoy incluye a pingüinos, colimbos, somormujos, albatros y aves de presa, todos ellos situados anteriormente en ordenes independientes. El orden de los Falconiformes se hace infraorden, donde no se incluyen los zopilotes de América, estos se incluyen en el infraorden Ciconiidae junto con las cigüeñas, creyendo que tiene un ancestro común hace 35 millones de años. Esto porque las afinidades genéticas estas enmascaradas por evolución divergente.

Esta nueva clasificación reorganiza a las aves en 23 órdenes de los 27 órdenes clásicos.

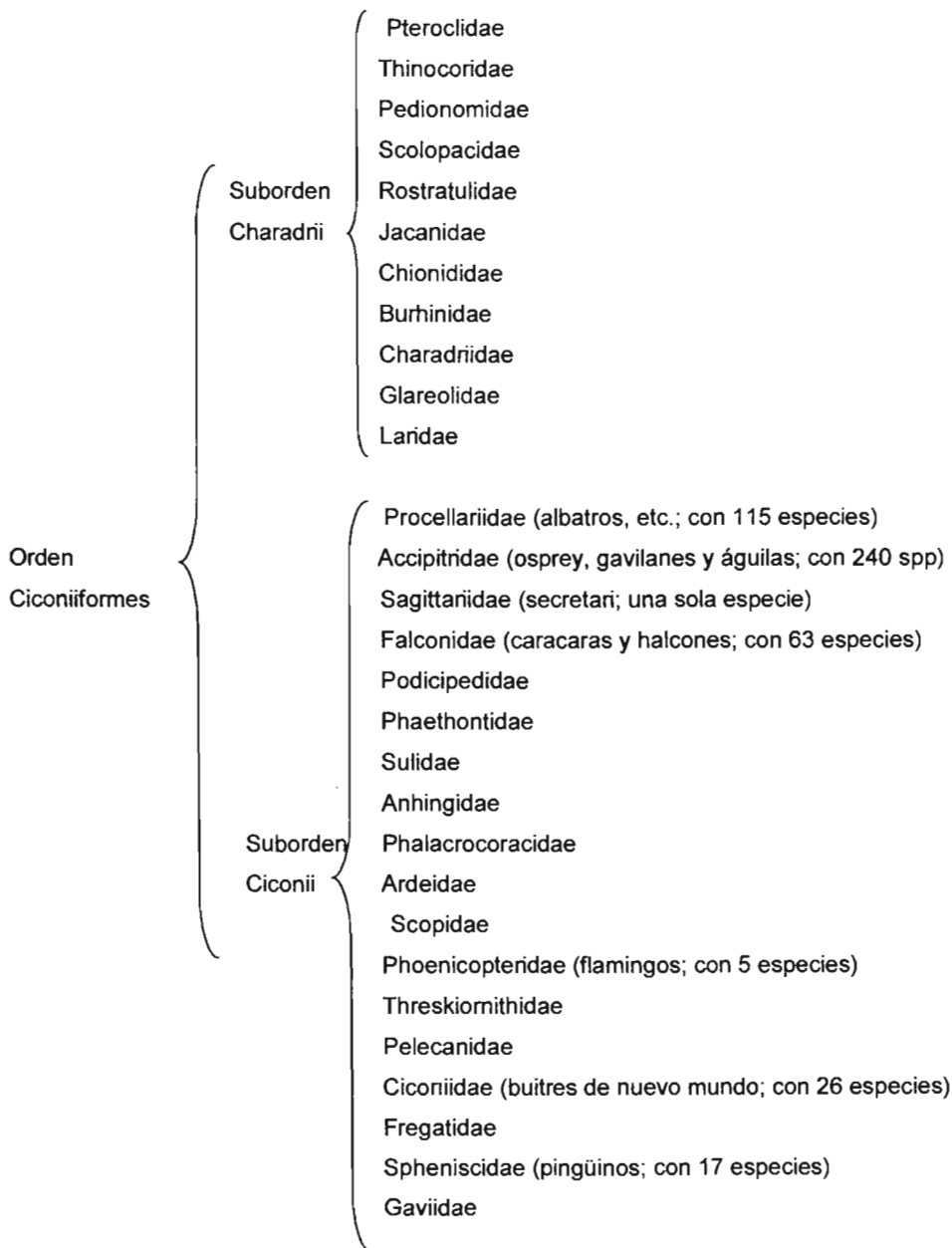
Clasificación propuesta por Sibley y Ahlquist, 1990.

- 1.-Struthioniformes: (avestruz, emu)
- 2.-Tinamiformes (tinamúes)
- 3.-Craciformes (chachalacas)
- 4.-Galliformes (faisanes)
- 5.-Anseriformes (patos)
- 6.-Turniciformes (bottonquail)
- 7.-Piciformes (tucanes)
- 8.-Galbuliformes (Jacamars, puffbirds)
- 9.-Bucerotiformes (cálo)
- 10.-Upupiformes (hopoes, woodhoopoes, scimifarbills)
- 11.-Trogoniformes (trogones, quetzales)
- 12.-Coraciiformes (Pichón volteador, martín pescador)
- 13.-Coliiformes (aves ratón)
- 14.-Cuculiformes (cucos)
- 15.-Psittaciformes (pericos)
- 16.-Apodiformes (vencejo)
- 17.-Trochiliformes (colibrí, ermitaño)
- 18.-Musophagiformes (turacos)
- 19.-Strigiformes (búhos, lechuzas)
- 20.-Columbiformes (palomas)
- 21.-Gruiformes (grulla, rascón)

22.-Ciconiiformes (aves de presa y aves acuáticas como pingüinos)

23.-Passeriformes (aves canoras tales como los canarios o gorriones)

Quedando los falconiformes en el orden Ciconiiformes de la siguiente manera:



Sin embargo la taxonomía bioquímica aún esta en revisión por la American Ornithological Union, postulándose contra la clasificación taxonómica tradicional basada en la morfología, propuesta por Proctor y Lynch (1993).

En el territorio mexicano se encuentra una gran diversidad de aves rapaces distribuidas en sus diferentes ecosistemas, dando un total de 55 especies comprendidas en esta clasificación.

Suborden: Caharte

<i>Coragyps atratus</i>	Zopilote negro
<i>Cathartes aura</i>	Aura cabecirroja
<i>Cathartes b. burrovianus</i>	Aura sabanera
<i>Sarcoramphus papa</i>	Zopilote rey

Este Suborden se diferencia de los buitres del viejo mundo por poseer un pico recto, curvado solo en la punta, con una longitud superior al de la cabeza, poseen dedos delgados con uñas algo débiles, cabeza y cuello desnudos y provistos de carúnculas, y orificios longitudinales y no redondos como en los buitres euroasiáticos.⁽⁶²⁾

Suborden: Accipitres

<i>Pandion haliaetus</i>	Águila pescadora
<i>Leptodon cayanensis</i>	Milano cabecigris
<i>Chondrohierax uncinatus</i>	Milano piquiganchudo
<i>Elanioides forticatus</i>	Milano tijereta
<i>Elanus leucurus majusculus</i>	Milano coliblanco
<i>Rostrhamus sociabilis</i>	Milano caracolero

<i>Harpagus bidentatus fasciatus</i>	Milano bidentado
<i>Ictinia mississippiensis</i>	Milano de misisipi
<i>Ictinia plúmbea</i>	Milano plumizo
<i>Haliaeetus l. leucocephalus</i>	Águila calva
<i>Circus cyaneus hudsonius</i>	Gavilán rastrero
<i>Accipiter striatus</i>	Gavilán pajarero
<i>Accipiter chinogaster</i>	Gavilán pechiblanco
<i>Accipiter bicolor</i>	Gavilán bicolor
<i>Accipiter cooperi</i>	Gavilán de Cooper
<i>Accipiter gentilis apache</i>	Gavilán azor
<i>Geranospiza caerulescens</i>	Gavilán zancudo
<i>Bursarellus n. nigricollis</i>	Aguililla canela
<i>Leucopternis albicollis</i>	Aguililla blanca
<i>Buteogallus anthracinus</i>	Aguililla negra menor
<i>Buteogallus urubitinga ridgwayi</i>	Aguililla negra mayor
<i>Arpyhaliaetus solitarius</i>	Águila solitaria
<i>Parabuteo unicinctus</i>	Aguililla de Harris
<i>Buteo nitidus</i>	Aguililla gris
<i>Buteo magnirostris</i>	Aguililla caminera
<i>Buteo lineatus</i>	Aguililla pechiroja
<i>Buteo p. platipterus</i>	Aguililla aluda
<i>Buteo brachyurus fuliginosus</i>	Aguililla coliroja
<i>Buteo swainsoni</i>	Aguililla de Swainson
<i>Buteo albicaudatus hyospodius</i>	Aguililla coliblanca

<i>Buteo a. albonotatus</i>	Aguililla aura
<i>Buteo jamaicensis</i>	Aguililla cola roja
<i>Buteo regalis</i>	Aguililla real
<i>Buteo lagopus sancti-johannis</i>	Aguililla ártica
<i>Aquila chysaetos canadensis</i>	Águila real
<i>Harpia harpyja</i>	Águila harpía
<i>Spizastur melanoleucus</i>	Águila blanquinegra
<i>Spizaetus tyrannus serus</i>	Águila tirana
<i>Spizaetus ornatus vicarius</i>	Águila elegante

Suborden: Falcones

<i>Daptrius americanus</i>	Caracara come cacao
<i>Caracara plancus</i>	Caracara común
<i>Herpetotheres cachinnans</i>	Halcón Guaco
<i>Micrastur ruficollis</i>	Halcón selvático barrado
<i>Micrastur semitorquatus naso</i>	Halcón selvático – Collarejo
<i>Falco sparverius</i>	Cernícalo americano
<i>Falco columbarius</i>	Esmerejón
<i>Falco femoralis</i>	Halcón aplomado
<i>Falco ruficularis</i>	Halcón murcielaguero
<i>Falco deiroleucus</i>	Halcón pechirrufo
<i>Falco peregrinus</i>	Halcón peregrino
<i>Falco mexicanus</i>	Halcón pradeño

El origen de las aves se remonta 150 millones de años atrás, de acuerdo a la edad calculada en un fósil encontrado en Baviera (Alemania) en el año de 1861. El cual tienen el tamaño de un cuervo pero con las características de un reptil, excepto por la presencia de plumas, de ahí su nombre asignado: de *Archaeopteryx lithographica*, que significa "antigua ala gravada en piedra". El fósil poseía un cráneo similar al de las aves, pero con dientes óseos incrustados en los alvéolos mandibulares como en los reptiles; el esqueleto era muy similar al de los reptiles con cola larga ósea y costillas abdominales. De las aves tenía el rasgo característico de las plumas. Sin embargo el *Archaeopteryx lithographica* no tenía la capacidad de volar con facilidad, trepaba a los árboles y rocas desde donde planeaba como una ardilla voladora. Algunas otras rocas cretáceas han proporcionado fósiles de otras dos aves primitivas. Uno de estos fósiles se denominó *Hesperornis*, era un ave acuática con patas posteriores muy poderosas y alas vestigiales. El otro fósil se llamó *Ichthyornis*, ave voladora del tamaño aproximado de una golondrina de mar.^(20, 43, 53, 70, 81, 84)

Dentro de las semejanzas existentes entre los reptiles y las aves se encuentra que el cráneo está unido a la primera vértebra mediante un cóndilo occipital. En el oído medio solo tienen un hueso, el estribo. La mandíbula inferior está compuesta por cinco o seis huesos. Los desechos nitrogenados en estas clases de animales se eliminan en forma de ácido úrico. Las aves y los reptiles son ovíparos.^(14, 43)

De acuerdo al registro fósil y filogenético las aves están emparentadas con los reptiles, siendo sus parientes vivos más cercanos los cocodrilos, desprendiéndose de la línea de los Arcosaurios 27 órdenes de aves modernas.⁽⁴³⁾

A la clase aves pertenecen todos los animales que poseen plumas; su cavidad oral esta conformada por un par de valvas, una superior y otra inferior, carentes de dientes. La forma del pico depende de los hábitos alimenticios de la especie, los ojos están bien adaptados para la cazar o para cuidarse de los depredadores. Los miembros anteriores se han modificado para formar las alas indispensables para el vuelo y los miembros posteriores están adaptados para la caza, así como para asirse a las ramas, para el vuelo, para correr, o bien para nadar. ^(43,84)

Características de las aves.

Sistema muscular. Las aves están adaptadas con grandes músculos para el movimiento de las alas, el mayor es el pectoral que abate las alas durante el vuelo. El músculo que las eleva es el supracoracoideo; este músculo se encuentra localizado por debajo del pectoral. Se encuentra anclado por un tendón a la rama superior del humero, de tal manera que tira de él desde abajo, gracias a un sistema de "soga y polea". ^(20, 70, 84)

Sistema óseo. El esqueleto de las aves esta adaptado para el vuelo, presentando huesos ligeros, y con cavidades neumáticas, pero fuertes. El cráneo de las aves esta casi fusionado de tal forma que solo se observa una pieza, dentro del cráneo se encuentran dos grandes orbitas para alojar los grandes globos oculares. Poseen un pico corneo alrededor de los huesos mandibulares. La columna vertebral también esta adaptada al vuelo, pues casi todas las vértebras están fusionadas entre si, menos las cervicales que tienen una gran libertad de movimiento. Las vértebras también están fusionadas con las costillas. El esternón cuenta con una quilla donde se insertan los poderosos músculos pectorales usados durante el vuelo. Los miembros anteriores han sufrido grandes modificaciones para el vuelo, ya que algunos

huesos se fusionan para disminuir su número y hacer mas ligero el miembro, además de que algunos son huecos. Los integrantes del género Falco tienen unas estructuras óseas intratendinosas en las alas y en las piernas, denominándose osificaciones intratendinosas.^{(20,}

39, 44, 70, 84)

Sistema circulatorio. Tienen un sistema circulatorio similar al de los reptiles pero su corazón tiene cuatro cámaras al igual que los cocodrilos y los mamíferos, que proporciona una separación total de las circulación respiratoria y sistémica. Comparando el corazón de las aves con el de los mamíferos, el de las aves es 1.4 a 2 veces mayor que el de los mamíferos, además el lado izquierdo es 3 veces mas grande que el derecho. Pero a diferencia de los mamíferos es el cayado aórtico derecho el que conduce a la aorta dorsal. Las dos venas yugulares en el cuello están conectadas por una vena transversal. La sangre de las aves esta integrada por eritrocitos nucleados biconvexos y ovalados, ligeramente más grandes que los de mamífero.^(20, 62)

Sistema respiratorio. Este difiere con respecto a los reptiles y mamíferos en los pulmones, ya que están adaptados para responder a las altas tasas metabólicas durante el vuelo. Los bronquios se dividen en finas ramificaciones que desarrollan una especie de tubos, los parabronquios, donde el aire fluye continuamente. También tiene un sistema de nueve sacos aéreos el interclavicular, torácicos y caudales interconectados entre ellos con los pulmones y algunos huesos largos. Esos huesos son denominados huesos neumáticos porque mantienen comunicación con los sacos aéreos, algunos de ellos son el fémur, el húmero, esternón y columna vertebral para la mayoría de las especies aviares.

Durante la inspiración el aire es conducido a los sacos aéreos posteriores, que servirá como reservorio de aire fresco. Al espirar, este aire oxigenado es canalizado a través del pulmón y recogido en los sacos aéreos anteriores. De ellos fluye directamente al exterior. Esto da la ventaja de que los pulmones reciben aire fresco, tanto en la inspiración como durante la espiración. El sistema de sacos aéreos también contribuye a la termorregulación durante un ejercicio prolongado.

Sistema excretor: tienen riñones metanéricos sujetos a la pared dorsal, en la parte posterior de la cavidad celómica, compuestos de millones de nefronas, cada una formada por un corpúsculo renal y un tubulo renal. Están diseñados para excretar ácido úrico como producto final de desecho de los compuestos nitrogenados, lo que les permite tener un ahorro de agua al excretar 1g de ácido úrico con solo 1.5ml de agua, mientras que un mamífero requiere 60 ml de agua para excretar 1g de urea.^(20, 44, 62, 84)

Sistema nervioso central (SNC). El encéfalo de un ave tiene hemisferios cerebrales bien desarrollados, cerebelo y un techo mesencefálico, la corteza cerebral no está plegada y se encuentra poco desarrollada. Sin embargo el cuerpo estriado, se ha dilatado hasta convertirse en el primer centro integrador del encéfalo y controla las actividades tales como la deglución, el canto, el vuelo y casi todas las actividades reproductoras instintivas.⁽⁴³⁾

Visión. Tienen bien desarrollado el sentido de la vista pues de él depende la alimentación, el apareamiento, la defensa del territorio, la incubación y el cuidado de la prole. Las aves de presa, como los halcones y las lechuzas, tienen los ojos dirigidos hacia adelante. En el caso de los halcones tienen una mayor agudeza visual que los mamíferos debido a su mayor densidad de conos por fovea, debido a que poseen dos foveas, pues los halcones tienen 1.5

millones de conos por fovea, mientras que los humanos solo tienen 0.2 millones de conos en su única fovea. La fovea es la región retiniana de visión más aguda y quedan localizadas en una profunda depresión que hace necesario que el ave enfoque exactamente sobre el objetivo. Sus ojos son capaces de detectar la luz ultravioleta. La retina se encuentra pigmentada, además posee un órgano denominado "pecten oculi", cuya función aún no se establece completamente, pero se ha ligado a la nutrición y al aporte de oxígeno de la retina. Este órgano se encuentra anclado a la retina muy cerca del nervio óptico. Se cree que la agudeza visual del halcón es 8 veces superior a la del hombre y la capacidad de una lechuza para ver en la oscuridad es de más de 10 veces la capacidad de los humanos.

La musculatura del iris es predominantemente estriada, por lo que el ave tiene control voluntario del tamaño pupilar. En lo que respecta a los párpados no están presentes las glándulas meibomianas, encargadas de la secreción de lípidos para la formación de la película precorneal, como en los mamíferos. ^(20, 33, 43, 52, 62,70, 75)

Alimentación. Los hábitos alimenticios de las aves son muy variados para lo cual tienen picos que están bien adaptados a los diferentes tipos de alimentos y así como el pico es acorde al tipo de alimentación, el sistema digestivo está también adaptado al tipo de alimentación. No hay dientes en el pico y tienen mal desarrolladas las glándulas salivales que segregan principalmente moco para humedecer el alimento. Hay pocas papilas gustativas en la cavidad oral. Algunas aves tienen un buche en el extremo inferior del esófago que sirve como cámara receptora o de almacenamiento de alimentos, en los halcones está presente. Pero los integrantes del Orden Estrigiformes no tienen buche. El estómago tiene dos compartimientos: un proventrículo, que segrega jugos gástricos muy ácidos, y una molleja muscular donde se trituran los alimentos. El estómago de las rapaces esencialmente es un

estomago simple glandular. En el caso de las lechuzas el pH puede ser de 3 y en las rapaces diurnas el pH es de 1 durante la digestión. Algunas aves rapaces, como las lechuzas, forman en el proventriculo pelotas de materiales indigeribles o egagropilas, que contienen piel, hueso y pelo y son expulsadas por el pico. Tiene un par de ciegos desarrollados en el Orden Estrigiformes pero rudimentarios para el Orden Falconiformes y dos conductos biliares de la vesícula biliar. Las aves pequeñas comen más que las grandes ya que su tasa metabólica también es mayor.^(20, 33, 43, 62, 84)

2.-ANATOMÍA DEL TRACTO RESPIRATORIO AVIAR

El médico veterinario que trabaja con pequeñas especies generalmente es la persona que tiene la oportunidad y las herramientas para trabajar con aves silvestres mantenidas en cautiverio. Sin embargo antes de realizar un procedimiento médico en las aves es de suma importancia realizar algunas consideraciones de las particularidades anatómicas, fisiológicas, biológicas y conductuales de las aves. Las aves tienen importantes diferencias anatómicas en comparación a los mamíferos que generalmente tratamos en el consultorio, por lo que es importante informarnos de esas diferencias antes de realizar algún procedimiento médico a estos pacientes.

Embriológicamente los pulmones son evaginaciones endodérmicas del tubo digestivo.⁽⁸⁵⁾

Los pulmones y los sacos aéreos son relativamente uniformes dentro de la clase de las aves. La anatomía y fisiología del tracto respiratorio aviar lo hace el más eficiente dentro del grupo de los vertebrados. Es por ello que las aves pueden sobrevivir a altitudes mayores, donde los mamíferos no lo pueden hacer. Siendo el record mundial de altitud en aves el de un Ruppell's griffon, también llamado buitre moteado (*Gyps rueppellii*), con cerca de 11000 metros.⁽²¹⁾

Los componentes anatómicos del tracto respiratorio en las aves son los siguientes: El aparato respiratorio de las aves carece de laberinto etmoidal, no hay epiglotis, ni cuerdas vocales en la laringe. Pero presenta un órgano de fonación denominado siringe que se encuentra a nivel de la bifurcación traqueal. En lo que respecta a la traquea los anillos traqueales son completos.^(20, 28)

La cavidad nasal, se encuentra ubicada caudal y dorsal a la valva superior del pico. En lugar de nariz poseen unos orificios nasales que delimitan la entrada a la cavidad nasal. En esta cavidad se encuentran dos porciones delimitadas por el tabique nasal. Cada mitad tiene tres conchas denominadas nasal rostral, nasal media y nasal caudal. En las paredes de estas cavidades se encuentra la porción final de los ductos nasolagrimales, donde desembocan las lagrimas, provenientes de los ojos. Existe una glándula denominada glándula nasal que se sitúa en la parte dorsocaudal. Las aves también poseen coana, que comunica a la cavidad nasal con la faringe.^(24, 28, 85)

Faringe. Es el cruce musculomembranoso de los aparatos digestivo y respiratorio. Se encuentra anterior a la laringe y al esófago. La faringe está revestida por una mucosa. Respecto a la orofaringe, las aves no tienen paladar suave. La apertura del pasaje nasal es la coana, caudal a la coana se encuentra el tubo auditivo. Las glándulas salivales producen moco y rara vez segregan agua.⁽⁷⁹⁾

Laringe. Este es un órgano cartilaginoso cuya función es la de comunicar la faringe con la traquea. Se encarga de regular el paso de aire a la traquea además de impedir el paso de alimento por la misma. Se localiza muy fácilmente sobre el piso de la valva inferior, justamente tras la lengua. Se forma por un cartilago cricoides, dos cartilagos aritenoides y un cartilago procricoideo. De la misma forma también se encuentran dos músculos denominados dilatador de la glotis y el constrictor de la glotis. A este nivel no se localiza ningún órgano de la fonación.^(24, 28, 84, 85)

Tráquea. Este órgano al igual que en los mamíferos en un órgano tubular, pero con anillos traqueales completos, los anillos traqueales se traslapan y se unen mediante los ligamentos

intranulares; con el paso del tiempo en algunas aves los anillos traqueales llegan a osificarse a diferencia de los mamíferos. Su función es la de conducir el aire desde la laringe hasta la siringe. En algunas especies se pueden formar anillos cerca o incluso dentro del esternón. El volumen traqueal se relaciona con la capacidad de fonación y con la concentración de CO₂ ambiental.^(21, 28) El volumen traqueal es 4 veces mayor que el de los mamíferos, por lo que su espacio muerto traqueal es igualmente grande. Algunas especies de aves poseen una elongación traqueal cuya función es desconocida. En el caso de los pingüinos la traquea esta dividida por un septo para formar una traquea de dos tubos.^(48, 70)

Siringe. A nivel de la bifurcación traqueal se encuentra este aparato constituido por cartílagos (8 cartílagos traqueales y 4 cartílagos bronquiales) y membranas, cuya función es la fonación.

Bronquios. Estas estructuras se originan de la siringe y se dirigen hacia los pulmones donde se internan denominándose entonces bronquios primarios.⁽⁴⁸⁾ Los bronquios se conectan a los sacos aéreos mediante unas estructuras llamadas ostium (abertura en un órgano tubular o entre dos cavidades corporales).

Pulmones. Las aves poseen un par de pulmones no divididos en lóbulos como los que poseen los mamíferos^(9, 10), que se conectan con los sacos aéreos distribuidos en tórax y abdomen. Estos órganos de textura parenquimatosa se sitúan incrustados en las costillas. A diferencia del pulmón de los mamíferos estos no se colapsan cuando son extraídos de la cavidad y son poco expandibles durante la inspiración; además son relativamente más pequeños. Dentro de los pulmones los bronquios primarios se dividen para formar los bronquios secundarios y estos a su vez se dividen para dar origen a los parabronquios. En los pulmones de las gallinas el número de parabronquios sobrepasa los 200 por pulmón.

En las paredes de los parabronquios se encuentran unos orificios donde hay pequeños túneles llamados infundibulos, ahí se encuentran los capilares aéreos, que son tubitos membranosos, donde se lleva a cabo el intercambio gaseoso, pues paralelamente a estos corren los capilares sanguíneos.^(20, 28, 48, 84) Los capilares aéreos de las aves son más pequeños que una tercera parte de un alveolo de mamífero.⁽¹⁹⁾

Los pulmones están divididos en dos zonas denominadas paleopulmón y neopulmón. El paleopulmón corresponde a la zona craneal. Donde se encuentran los bronquios y los parabronquios a manera de arco, por lo que también se le denomina pulmón arcuiforme.

El neopulmón esta compuesto por bronquios y parabronquios dispuestos en forma reticulada por lo que también se le llama pulmón retiforme. Esta distribución se observa en las aves domésticas, pero en algunas aves silvestres no existe el neopulmon, como en el caso de algunos pingüinos. El neopulmón nunca comprende más del 25% de los parabronquios.^(20, 28, 48, 84)

Sacos aéreos. Los pulmones se comunican por medio el ostium con los sacos aéreos, que son unas delgadas bolsas membranosas formados por una fina capa de epitelio escamoso simple apoyado en una pequeña cantidad de tejido conectivo y poco vascularizado. Actúan como fuelles durante la respiración, sin participar directamente en el intercambio gaseoso. Los sacos aéreos en la mayoría de las aves son 8, de los cuales hay una cervical, una clavicular, dos torácicos craneales, dos torácicos caudales y dos abdominales. Sin embargo Whittow Causey G menciona que solo el saco aéreo clavicular es impar, dando un resultado de nueve sacos aéreos (figura 1).^(9, 28, 48, 64, 85)

El saco aéreo cervical se ubica desde la vértebra cervical XII hasta la vértebra torácica III.

Este saco aéreo comunica algunas vértebras cervicales y torácicas, así como costillas.

El saco aéreo clavicular se encuentra a nivel de la entrada al tórax. Se encarga de ventilar al esternón, coracoides, húmero y costillas.

Los sacos aéreos torácicos craneales se ubican bajo los pulmones pero craneales al tórax.

Los sacos aéreos torácicos caudales están cubiertos por los sacos torácicos craneales y no ventilan ningún hueso.

Los sacos aéreos abdominales son los más grandes y se extienden desde la cloaca hasta los pulmones, ventilando las últimas vértebras torácicas, el sinsacro y en algunas aves también ventilan el fémur.^(21, 28, 70)

Huesos neumáticos. Estos son huesos que en su interior contienen cavidades con aire en lugar de médula ósea como el esternón, húmero, escápula, coracoides, columna y fémur, y se ventilan directamente desde la cavidad nasal (huesos de la base del cráneo) o mediante los sacos aéreos. Aperturas de este tipo se han encontrado también en los huesos de grandes dinosaurios.^(21, 28, 48)

Los sacos aéreos y los huesos se pueden ver afectados por infecciones virales, bacterianas, micosis o infestación parasitaria.

Todas estas características de los pulmones aviares y sus estructuras anexas, hacen de éste sistema una magnífica máquina de intercambio gaseoso que no es superada por ningún otro aparato respiratorio en el reino animal, pues es eficiente incluso en alturas donde ningún mamífero podría abastecerse adecuadamente de O₂.^(20, 21, 70, 84)

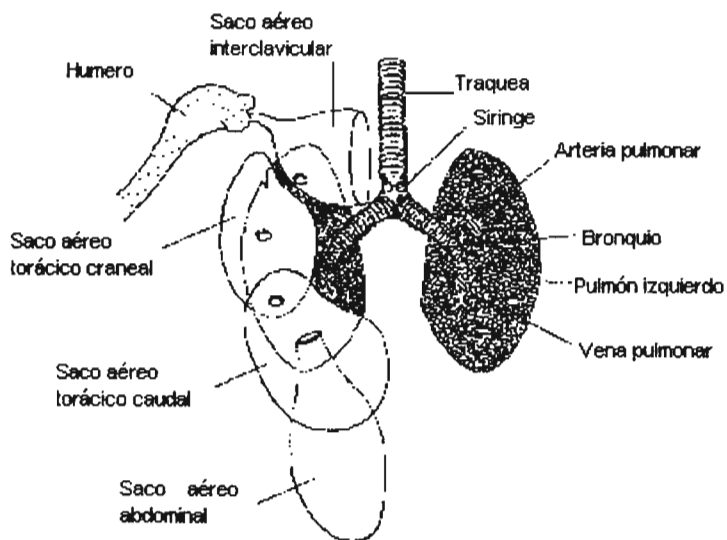


Figura 1. Sistema respiratorio de los falconiformes.

Modificado de Cooper (2002).

3.-FISIOLOGÍA DEL TRACTO RESPIRATORIO AVIAR.

Durante la respiración se realiza el intercambio de O_2 y CO_2 entre la atmósfera y las células del organismo, comprendiendo inspiración y espiración, difusión de O_2 desde los capilares aéreos ubicados en los pulmones a la sangre y transporte de O_2 hacia las células y de CO_2 a la inversa.⁽²⁾

Siendo el objetivo principal de la respiración suministrar O_2 a los tejidos y eliminar el CO_2 .

La respiración incluye cuatro procesos:

- 1.-Ventilación pulmonar. Es el flujo del aire de entrada y salida entre la atmósfera y los capilares aéreos.
- 2.-Difusión de O_2 y de CO_2 entre los capilares aéreos y los capilares sanguíneos.
- 3.-Transporte de O_2 y de CO_2 en la sangre y los líquidos corporales a las células y desde ellas.
- 4.-Regulación de la ventilación y otros procesos de la respiración.^(34, 38, 48)

En los pulmones se intercambian los gases ayudados por una bomba que ventila los pulmones constituida por la pared torácica, músculos, regiones encefálicas que controlan los músculos y nervios que conectan el encéfalo con los músculos que intervienen en la respiración.

El aire inspirado contiene O_2 que se intercambia por CO_2 mediante difusión simple a nivel sanguíneo. Junto con el O_2 inspirado también se encuentran otros constituyentes del aire como CO_2 en un 0.04 %, N_2 en un 78.6 %, argón y helio en un 0.92 %, el resto corresponde al O_2 (20.98 %).^(34, 48) La facilidad para realizar el intercambio gaseoso se debe a la presión barométrica pues en cualquier parte las proporciones porcentuales de los gases son las

mismas, pero a mayor altura las moléculas de O_2 son menos compactas y densas, por lo tanto la presión parcial de oxígeno aéreo disminuye.⁽²³⁾

Los gases difunden del espacio de mayor presión a los espacios de menor presión, la velocidad de difusión dependerá del gradiente de concentración, así como de la naturaleza de la barrera existente entre los volúmenes de gas.

Cuando una mezcla de gases entra en contacto con un líquido se alcanza un punto de equilibrio entre la mezcla de gases y el líquido. Pero cada gas difunde en el líquido de acuerdo a su presión parcial y a la solubilidad en el líquido de dicho gas.

El O_2 tiene una elevada presión parcial en el ambiente y tiende a difundirse hacia el interior de un organismo. Mientras que el CO_2 se acumula en los tejidos y tiende a difundirse hacia el exterior.⁽⁴⁸⁾

Las vías respiratorias que van desde la cavidad nasal hasta los pulmones sirven para conducir el aire inspirado pero al mismo tiempo lo calientan y humectan.

La mezcla de gases respirado va ocupando lugar dentro del sistema respiratorio y esos volúmenes de aire reciben nombre de acuerdo a su situación anatómica y funcional:

El *volumen tidal* es la cantidad de aire movilizado en cada inspiración.

El *volumen inspiratorio de reserva* es el aire inspirado con un esfuerzo inspiratorio máximo adicional al volumen de aire corriente.

El *volumen espiratorio de reserva* es el volumen expedido mediante un esfuerzo espiratorio seguido de la espiración pasiva.

El *volumen residual* es el aire que queda dentro de los pulmones después de un esfuerzo espiratorio máximo.

El *espacio muerto respiratorio* corresponde al espacio en la zona de conducción de la vía respiratoria, ocupado por el gas que en el momento no se intercambia en sangre de los vasos pulmonares.

La *capacidad vital* es la mayor cantidad de aire que puede espirarse después de un esfuerzo inspiratorio máximo. (2, 23, 34, 38)

Cuando se tiene a un animal intubado y conectado a un circuito anestésico es importante tener en cuenta el *espacio mecánico muerto*, que es el espacio delimitado por los componentes del circuito anestésico, cuyo aire no participa en ningún intercambio gaseoso con el paciente. (63)

Las secreciones bronquiales contienen inmunoglobulinas y otras sustancias que ayudan a resistir infecciones y a conservar la mucosa.

El mayor espacio muerto respiratorio de la tráquea aviar es compensado al incrementar su volumen tidal y disminuyendo su frecuencia respiratoria.

El intercambio gaseoso ocurre principalmente en la zona del paleopulmón y solo una parte limitada ocurre en el neopulmón. Los gases inspirados pasan dos veces por el tejido que corresponde al neopulmón y solo pasa una vez a través del tejido correspondiente al paleopulmón. (9, 73)

El intercambio de O_2 y CO_2 ocurre en el recubrimiento o manto de los parabronquios. Las moléculas se desplazan en el lumen de un parabronquio por convección, pero pasan por difusión del lumen parabronquial a las aurículas, infundibulos y capilares aéreos.

La capacidad de difusión de la membrana es directamente proporcional a la superficie e inversamente proporcional al grosor de la barrera existente entre el gas y la sangre. Un capilar aéreo mide de 3 a 10 micrómetros en diversas especies de aves. Los capilares aéreos se relacionan de manera estrecha con los capilares sanguíneos pulmonares. La superficie de intercambio gaseoso es variable con la especie, desde 10 cm²/g en la gallina hasta 87 cm²/g en el colibrí.

El grosor medio de la barrera de tejido entre el espacio gaseoso y la sangre es menor para las aves que para los mamíferos. El intercambio gaseoso es 10 veces mayor en las aves que en los mamíferos de igual masa corporal, lo que también las hace más sensibles a pequeños cambios en la concentración de agentes anestésicos gaseosos.^(9, 19, 48, 73, 78)

La sangre venosa mezclada de las arterias pulmonares entra al manto parabronquial desde las arterias interparabronquiales y fluye por los capilares sanguíneos hacia el plano subepitelial del lumen del parabronquio. Se integra O₂ y se elimina CO₂ de la sangre conforme pasa por los capilares sanguíneos. La sangre oxigenada se recolecta en las venas pulmonares debajo del epitelio del lumen parabronquial.

El consumo de O₂ y la producción de CO₂ es variable en función del índice metabólico, y a su vez este depende de la actividad del animal. Pero el metabolismo basal se da en función del peso corporal metabólico, por lo que a menor tamaño del animal mayor será su consumo de O₂.

Sacos aéreos

Los sacos aéreos que emergen de algunos bronquios secundarios craneales son los sacos aéreos cervicales, clavicular y torácico craneal. Mientras que de algunos bronquios

secundarios caudales surgen los sacos aéreos torácicos caudales y los abdominales. Todos los sacos aéreos son pares menos el clavicular, en todas las aves.^(26, 85) Al mantener relación directa los sacos aéreos con los pulmones y con algunas estructuras óseas es factible que un ave ventile su pulmón mediante una fractura expuesta del húmero.

Dado que los sacos aéreos están distribuidos más ampliamente dentro del organismo, el volumen gaseoso de los sacos aéreos es aproximadamente 10 veces mayor que el de los pulmones, ocupando el 80% de la capacidad volumétrica del sistema respiratorio.⁽⁹⁾

A pesar de todo, la función concreta de los sacos aéreos aún no es clara, mientras que algunos proponen que sirven para hacer más ligeras a las aves, otros han propuesto que sirven para enfriar los testículos (facilitando la espermatogénesis), recordando que también las hembras poseen sacos aéreos. Otras personas han indicado que sirven para regular la temperatura somática al enfriar o calentar el aire inspirado. Una investigación más reciente propone que sirven como fuelles. Sin embargo es evidente que no participan en el intercambio gaseoso.^(19, 21, 48, 85) Los sacos aéreos incrementan en un 35% el espacio muerto.⁽¹⁹⁾

Huesos neumáticos.

La mayoría de las aves voladoras pequeñas poseen pocos o incluso ningún hueso neumático, mientras que las grandes aves voladoras poseen muchos huesos neumáticos. Por lo que la presencia de huesos neumáticos tiene poca relación con la capacidad de volar.⁽⁸⁵⁾

Protección del pulmón.

Como cualquier órgano el tracto respiratorio aviar esta protegido, debido a que cuenta con el aparato mucociliar, encontrándose desde la tráquea hasta los bronquios primarios extrapulmonares. Generalmente no se encuentran macrófagos en los espacios aéreos en el pulmón sano. Además existe una sustancia trilaminar que es un recubrimiento en capas de tipo tensoactivo derivado de células epiteliales de los parabronquios. Las células epiteliales de la región de las aurículas y los infundibulos fagocitan a las partículas extrañas y a la sustancia trilaminar, formando fagosomas, para transferir las sustancias a macrófagos intersticiales. Pero no se conoce el destino de los macrófagos. Por consiguiente toda la superficie de los parabronquios tiene la capacidad de fagocitar. Los parabronquios no son totalmente rígidos y la sustancia trilaminar también previene el colapso del parabronquio así como su compresión.

Mecánica de la respiración.

Las aves utilizan los músculos intercostales y costillas como una bomba para la ventilación, a diferencia de los mamíferos las aves carecen de diafragma por lo que los músculos esqueléticos de la pared celómica proporcionan la energía suficiente para modificar el volumen corporal. En la inspiración el esternón y coracoides se mueven de ventral a craneal y las costillas vertebrales se mueven cranealmente para expandir las costillas esternales; los músculos pectorales y los abdominales parecen no ser necesarios en la respiración, pues se ha demostrado que tras la sección quirúrgica de estos la respiración no se interrumpe.⁽⁸⁵⁾ En la inspiración el volumen corporal se incrementa, entonces disminuye la presión en los sacos aéreos con respecto a la atmósfera y el gas se desplaza de los pulmones hacia los sacos aéreos. Y en la espiración sucede al contrario.^(78, 85)

Durante la inspiración el aire entra a la traquea por donde es conducido hacia los bronquios primarios y así entra a los pulmones, después se llenan los sacos aéreos torácicos posteriores y sacos abdominales llegando a cada grupo un 50% del aire inspirado.⁽⁸⁵⁾ Se ha observado que en las palomas se concentra hollín en la región caudal de los pulmones lo que corrobora que el aire inspirado se dirige en su mayoría hacia los sacos aéreos caudales (figura 2). Posteriormente sigue una exhalación en la que el aire de los sacos aéreos posteriores fluye a través de los pulmones y desplaza el aire "viciado" hacia la traquea. En la segunda inhalación el aire nuevo se desplaza a los sacos aéreos posteriores y desplaza el aire viciado de los pulmones hacia los sacos aéreos anteriores. Mientras que en la segunda exhalación el aire que hay en los sacos aéreos anteriores sale al exterior junto con el que hay en los pulmones y es reemplazado por el que atraviesa los pulmones y que procede de los sacos aéreos posteriores (figura 3). Lo que da como resultado un flujo constante unidireccional en los pulmones, haciendo un sistema respiratorio más eficiente en el grupo de los tetrápodos.^(48, 78) Ello se refuerza mediante un experimento donde se determinaron las concentraciones de O_2 y de CO_2 en los sacos aéreos, encontrándose que la cantidad de CO_2 en los sacos aéreos anteriores era mayor que en los posteriores y la concentración de O_2 en los sacos aéreos posteriores era igual a la concentración de O_2 atmosférico.^(21, 78, 85)

El intercambio gaseoso se lleva a cabo en los capilares aéreos, mediante un sistema de intercambio de contracorriente, donde los capilares sanguíneos se oponen a los capilares aéreos lo que permite una ilimitada difusión en la barrera gas-sangre. Por lo que el oxígeno es captado en una forma más eficiente.^(26, 48, 78)

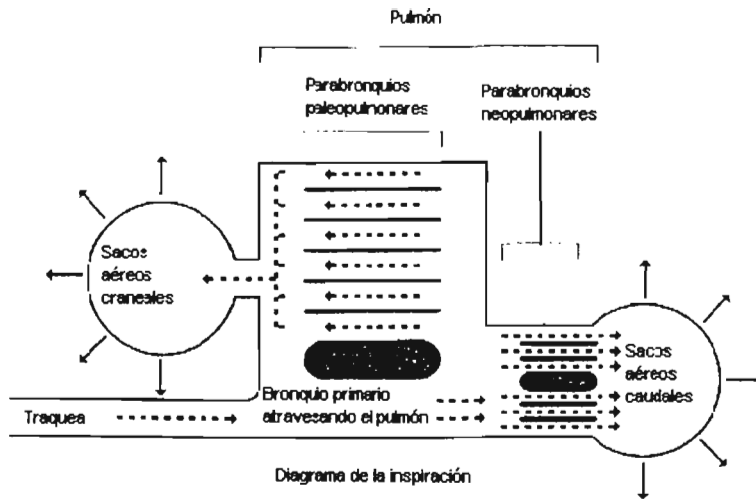


Figura 2. Diagrama de la inspiración. Tomado de Beynon 1996.

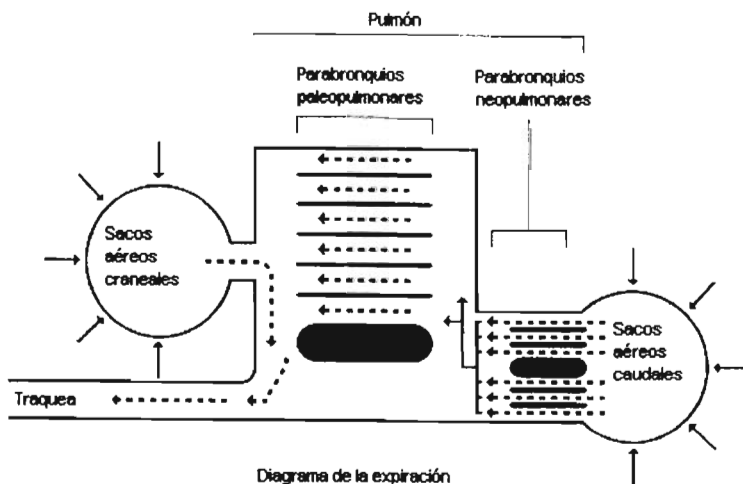


Figura 3. Diagrama de la expiración. Tomado de Beynon 1996.

Control de la respiración.

El centro neuronal respiratorio responsable de la acción rítmica de los músculos respiratorios se encuentra en el tallo cerebral (localizado en la médula oblongata al igual que en los mamíferos), probablemente en la región de la protuberancia anular y la región rostral del

bulbo raquídeo. Por su parte Saafeld localizó el control del jadeo en el diencéfalo en su región dorsal anterior, pero también se ha demostrado que esta función puede ser asumida por el centro respiratorio (médula oblongata). El centro respiratorio de las aves es sensible a cambios de pH, temperatura y anestésicos, entre otros presentes en la sangre. El centro respiratorio también es sensible a los cambios posturales, pues se ha demostrado que durante el estiramiento del cuello se produce apnea. Las paredes de los bronquios están inervadas por el sistema nervioso autónomo.⁽⁸⁵⁾

Pero el centro neuronal respiratorio es auxiliado por otros sistemas de monitoreo distribuidos en el organismo como los quimiorreceptores, termorreceptores y mecanorreceptores. Estos auxiliares se ven muy influenciados por sus componentes como los siguientes:

1.- Influencia humoral por cambios en la sangre se afectan los quimiorreceptores en los cuerpos carotídeos que responden a la disminución de O_2 . Los cuerpos carotídeos son pequeños (< 1 mm de diámetro) se encuentran localizados entre la arteria carótida y el nodo ganglionar del nervio vago. Los quimiorreceptores cerebrales se excitan por el incremento de CO_2 o de H^+ . Los quimiorreceptores en la médula muestran sensibilidad a los cambios en la presión arterial de CO_2 ($PaCO_2$) y pH local, no han sido bien identificados en aves pero se sospecha que tienen un papel fisiológico muy importante.⁽⁷³⁾

2.- Los quimiorreceptores o mecanorreceptores musculares se activan con la acumulación de metabolitos o con el movimiento. También existen en los sacos aéreos y vísceras. Los quimiorreceptores pulmonares, responden a cambios en la presión de CO_2 (PCO_2). No han sido bien identificados pero se ha demostrado su función fisiológica. Solo pueden responder a cambios en CO_2 liberado a los pulmones de las arterias pulmonares. Los quimiorreceptores controlan la concentración de O_2 , CO_2 y de iones de hidrógeno, además aportan cierta modulación respiratoria normal.⁽²³⁾ Debido a la rigidez pulmonar de las aves los

quimiorreceptores son más importantes para monitorear la presión del CO₂ en comparación con los mecanorreceptores.⁽¹⁹⁾

3.- Una influencia cardiogénica de los mecanorreceptores en la pared ventricular del corazón, puede actuar para regular la respiración.

4.- Por influencia térmica en los termorreceptores de la piel, músculos, espina dorsal e hipotálamo, tiene un efecto importante sobre el oscilador respiratorio. Cuando un ave esta haciendo ejercicio se incrementa la ventilación pero el mecanismo específico aún es desconocido se ha sugerido que es mediante los quimiorreceptores.^(34, 38, 85)

Para que esta información se integre correctamente se hace necesario un sensor o un componente aferente, un componente integrador en el SNC y un motor o componente eferente.

La frecuencia respiratoria de las aves es difícil de monitorear, ya que esta es variable incluso dentro de la misma especie alterándose con el estado de estrés y tamaño corporal, entre otros. Sin embargo se puede observar que a mayor tamaño del individuo, menor será su frecuencia respiratoria. Otra característica de las aves es que las hembras tienen una mayor frecuencia respiratoria en comparación con los machos. La temperatura es otro factor que altera la frecuencia respiratoria, pues es directamente proporcional el aumento de la temperatura corporal con el número de respiraciones por minuto, pues esto ayuda a bajar la temperatura mediante evaporación. De esta forma cuando un ave jadea el volumen inspiratorio disminuye, pero el volumen por minuto se incrementa.⁽⁸⁵⁾

Durante procedimientos quirúrgicos en los que se abre la cavidad torácica o la abdominal se rompen los sacos aéreos y puede arriesgarse gravemente la capacidad del ave para ventilar

sus pulmones. Más aún los anestésicos gaseosos no son muy eficaces con sacos aéreos abiertos, si el ave respira espontáneamente. ⁷⁸⁾

Transporte de gases sanguíneos.

En todos los organismos vertebrados el oxígeno difunde a los tejidos y el dióxido de carbono lo hace hacia la sangre hasta que las presiones parciales entre la sangre y los demás tejidos se igualan.

En la sangre de las aves se encuentra en solución una pequeña cantidad de oxígeno y el resto se encuentra ligado a la hemoglobina para formar oxihemoglobina:



El pH fisiológico de la sangre depende en gran medida del equilibrio entre el ácido carbónico y el bicarbonato de sodio. Se sabe que a un pH y tensión de O₂ dado, el grado de saturación con el O₂ varía inversamente con la temperatura. EL O₂ es poco soluble en agua y plasma, por lo que los animales cuentan con un pigmento llamado hemoglobina con la capacidad de transportar O₂ y distribuirlo en los tejidos. La afinidad de la hemoglobina aviar por el O₂ es menor en comparación con la de los mamíferos, por lo que su liberación hacia los tejidos se da más fácilmente. De la misma forma en las aves la afinidad de la sangre por el O₂ disminuye a medida que aumenta o disminuye el pH.

La hemoglobina aumenta en las aves hasta alcanzar la madurez sexual.⁽⁶⁾ La hemoglobina es una gran molécula que consiste en cuatro polipéptidos (dos alfa y dos beta) con una proteína hemo que puede unir O₂ cuando el hierro se encuentra en su forma ferrosa, pero cuando el hierro se encuentra en su forma férrica no puede unir el O₂, denominándose entonces metahemoglobina. Un gramo de hemoglobina pura puede unir 0.060 mmol de O₂

cuando esta totalmente saturada. Y la cantidad de O_2 combinado con la hemoglobina esta determinado por la presión de O_2 (P_{O_2}).

La concentración de un gas disuelto físicamente en un líquido es directamente proporcional a su presión parcial, así el nitrógeno y algunos gases anestésicos se incrementan en sangre en una directa proporción de su presión parcial.

Los factores más importantes que afectan la afinidad de la hemoglobina por el O_2 en las especies aviares son:

1.- Niveles de fosfatos orgánicos. El Myinositol 1,3,4,5,6-pentofosfato es el fosfato orgánico más importante que afecta a las aves, cuando se une a la hemoglobina.

2.- Un incremento del pH o una baja en éste causa una baja en la afinidad entre la hemoglobina y el O_2 . Ya que los cambios en el pH modifican la estructura de la hemoglobina.⁽²³⁾

3.- La temperatura es un factor que influye en la afinidad del O_2 por la hemoglobina, un incremento en la temperatura, favorece la liberación del O_2 de la hemoglobina. Pero si la temperatura del ave baja el O_2 se une más a la hemoglobina. La combinación de O_2 con la hemoglobina es una reacción química que libera calor, incrementando la temperatura y reduciendo la afinidad de la hemoglobina por el O_2 .⁽⁷³⁾

Por otra parte el CO_2 es transportado de tres formas por la sangre :

1.- El CO_2 es 20 veces más soluble en agua y en plasma que el O_2 , por lo que es mas fácil su transporte en plasma.

2.- Se puede unir con la hemoglobina para formar compuestos carbamino. Por la unión del CO_2 a los grupos $-\text{NH}$ de las proteínas, especialmente la hemoglobina.⁽²³⁾

3.- El ion bicarbonato es la forma más importante de transporte de CO_2 en la sangre. Las combinaciones de CO_2 con agua forma ácido carbónico y este se puede disociar en HCO_3^- e H^+ .

La anhidrasa carbónica es la enzima que cataliza esta reacción y esto ocurre en los eritrocitos. Las aves tienen eritrocitos nucleados, esta es la causa de sus altas tasas de O_2 en comparación con los mamíferos.^(78, 85)

Otras funciones del aparato respiratorio. Es importante en el proceso de la termorregulación, ya que las aves no poseen glándulas sudoríparas, parte del calor eliminado es mediante la evaporación llevada a cabo por el aparato respiratorio. Es útil en el metabolismo de sustancias endógenas y exógenas. Protege al ave de la inhalación de polvo, gases tóxicos y agentes infecciosos.

4.-INTRODUCCIÓN A LA ANESTESIA.

Anestesia. Es una pérdida reversible de la sensibilidad en todo el cuerpo o parte de él, con bloqueo de las respuestas sensoriales a los estímulos dolorosos, así como la inducción de la amnesia e inconciencia.⁽⁴⁷⁾

Etimológicamente procede de los términos griegos *an* y *aestesis* que significan sin sensibilidad.⁽¹¹⁾

La anestesiología es una rama de la medicina que estudia la aplicación, efectos y consecuencias de los anestésicos, siendo actualmente una especialidad clínica en la medicina veterinaria. Esta surgió a mediados del siglo XIX como ciencia pero se tienen datos de intentos por realizar este procedimiento desde tiempos remotos de la humanidad.⁽¹¹⁾

Para los años anteriores a 1846 el ramo de la cirugía apenas era un área muy limitada de la medicina, siendo el último recurso para dar un tratamiento puesto que no se tenían grandes conocimientos sobre asepsia ni de prevención de infección en heridas dando como resultado un gran porcentaje de muertes postoperatorias. Sin embargo el obstáculo más importante para el progreso de esta área médica lo constituyó la prevención del dolor puesto que no se contaba con ninguna sustancia que evitara el dolor durante los procedimientos quirúrgicos, usando sustancias como el alcohol, hachís y derivados del opio administrados por vía oral, además de la reinhalación de bióxido de carbono (CO₂). También se contaban con métodos físicos como el enfriar la extremidad con hielo o producir isquemia con un torniquete. Ocasionalmente se podía causar la pérdida de la conciencia con un golpe en la cabeza o por estrangulación, sin olvidar que ello trajera otras consecuencias; pero lo más común era la sujeción del paciente por la fuerza.^(11, 37)

En 1776 Priestley sintetizó el óxido nitroso y veinte años después se comentaron sus propiedades anestésicas. Años más tarde Michael Faraday descubrió que la inhalación de éter dietílico tenía efectos semejantes a los del óxido nitroso. Pero en esa época solo se usaban para demostraciones de carnaval.⁽³⁷⁾

En una demostración de carnaval que fue observada por un dentista llamado Well, un sujeto se causaba heridas sin sentir dolor alguno después de haber inhalado óxido nitroso. Él, acostumbrado a tratar con personas que tenían dolor de muelas o que su trabajo causaba dolor se le ocurrió usar este gas para su trabajo. Así que el mismo se extrajo una pieza dental sin dolor tras usar este gas. Realizó una demostración de ello pero el paciente grito de dolor por lo que fue considerado un fracaso. Posteriormente un alumno de Well llamado William T. G. Morton comenzó a experimentar con éter en animales y realizó una demostración pública en la sala de operaciones del Massachussets General Hospital en el año de 1846. Tiempo después, Morton participó en otra demostración junto con un cirujano llamado Warren, donde el cirujano realizó un procedimiento quirúrgico exitoso bajo los cuidados anestésicos del doctor Morton, quien administró el anestésico mediante un aparato especialmente diseñado por el mismo para esa demostración. El paciente no fue sujetado por los hombres musculosos que siempre lo hacían en las cirugías, desafortunadamente la herida se infectó, pero eso no fue un problema anestésico. Meses más tarde ya se usaba este anestésico en varios estado de ese país y después en Inglaterra. Para 1847 el obstetra James Simpson introdujo el cloroformo que sustituyó al éter por tener mejor aroma.⁽³⁷⁾ Sin embargo poco cambio la mortalidad postoperatoria debido a la infección de las heridas después de la cirugía. Después de 20 años, con la introducción de técnicas asépticas surgió la cirugía como ciencia.^(37,47)

Para 1929 se descubrieron las propiedades anestésicas del ciclopropano y fue usado como anestésico general durante 30 años. Pero la historia de la anestesia dio un giro impresionante cuando en 1935 Lundy demostró la utilidad clínica de un tiobarbitúrico, el tiopental que más tarde se usó para inducir la anestesia general con gases, iniciando entonces la anestesia moderna. Pero con la introducción de equipo eléctrico al quirófano se buscaron alternativas farmacológicas para la anestesia no explosiva y el 1956 el British Research Council y los químicos de las Imperial Chemical Industries descubrieron el halotano, que fue el primer anestésico no inflamable.^(37, 49)

Desde que se comenzó la investigación de la anestesia en los humanos, se inicia la historia de la anestesia veterinaria, pues antes de usar los anestésicos en humanos los experimentos iniciales se llevaron a cabo en animales como lo hizo Paracelso en 1640 cuando experimentó la anestesia en pollos usando el éter.⁽¹¹⁾

Antes del uso de anestésicos en pacientes veterinarios ya se realizaban operaciones en caballos y en perros, pero su uso permitió la expansión de este campo.⁽²²⁾

Como se citó, la anestesia general es un estado reversible de depresión del SNC, caracterizado por la pérdida de la conciencia (hipnosis), de la sensibilidad (analgesia), de la actividad refleja (protección neurovegetativa) y de la movilidad (relajación muscular).^(63,80)

Los objetivos de la anestesia son: producir un medio de inmovilización química cómodo, seguro, eficaz, además de barato; de forma que se puedan llevar a cabo los procedimientos clínicos y quirúrgicos proporcionando estabilidad fisiológica en el paciente antes, durante y

después de la cirugía; con un mínimo de estrés, dolor, molestias y efectos secundarios tóxicos para el paciente.⁽⁶³⁾

La reducción de las complicaciones pueden clasificarse en tres categorías:

- 1.- Minimización de los efectos potencialmente nocivos directos e indirectos de fármacos y técnicas anestésicas.
- 2.-Conservación de la homeostasis durante procedimientos quirúrgicos.
- 3.- Mejorar los resultados postoperatorios.

La depresión del SNC sigue la ley de la parálisis descendente de John Hughlings-Jackson, por lo que el efecto de los anestésicos se ejerce desde las estructuras jerárquicamente superiores, a las inferiores.⁽⁶⁰⁾

Los procedimientos anestésicos en medicina veterinaria están indicados para:

Inmovilización durante el examen médico, para la toma de radiografías, para realizar una endoscopia, laparoscopia, durante una limpieza profiláctica ó la toma de biopsias, colocación de vendajes y/ó férulas, para realizar la captura de animales silvestres y su transporte ó la manipulación; para llevar a cabo un sondeo, para llevar a cabo la revisión de heridas, control o asistencia respiratoria. Para procedimientos médicos, quirúrgicos y otros como el control de convulsiones, además de realizar eutanasia.

Los tipos de anestesia según su vía de administración son las siguientes: espinal (subaracnoidea), infiltración anestésica regional, inhalatoria, intramuscular, intraosea, intraperitoneal, intratorácica, intravenosa, oral, rectal, subcutánea, tópica e intradérmica.^{(52, 63,}

87)

Periodos de la anestesia .

Periodo preanestésico. Este concepto describe el periodo que precede inmediatamente a la inducción de la anestesia. Incluye la evaluación del paciente. Las enfermedades preexistentes son importantes factores que determinan el riesgo perioperatorio. Las decisiones se toman con base a las técnicas usadas, los fármacos elegidos y la vigilancia necesaria, partiendo de la información preoperatoria.

Evaluación del paciente. Antes que nada es de vital importancia realizar la identificación del paciente, iniciando con el número de caso, seguido de la reseña (especie, edad, sexo, peso corporal).⁽⁶³⁾ Por lo que antes de administrar cualquier fármaco anestésico, es de vital importancia realizar una evaluación completa del paciente, cuyo objetivo es el de valorar la capacidad funcional cardiovascular, respiratoria, del SNC, renal y hepática, y así evitar complicaciones.

Es importante realizar una anamnesis, aunque en las aves silvestres con frecuencia es casi imposible de obtener pues muchos de estos animales han sido comprados o capturados recientemente. Es importante saber si el paciente ha sido sometido a alguna medicación, en particular con esteroides, antiinflamatorios no esteroideos (AINEs), insecticidas, antihistamínicos y aminoglucósidos pues pueden actuar de manera adversa con los anestésicos. La historia de los tratamientos y reacciones, así como sus antecedentes patológicos. Pero en general es importante conocer la duración y gravedad de la enfermedad; síntomas o enfermedades concurrentes como diarrea, vómito, hemorragias, convulsiones, insuficiencia cardíaca, respiratoria o renal; nivel de actividad que realiza el ave, cual es su dieta; historia de anestésicos anteriores.⁽⁶³⁾

Se realizará un examen físico general con el ave en reposo, donde se evalúa su estado corporal, obesidad, caquexia, hidratación, temperatura, grado de excitación. Después de revisar al paciente, basándonos en los puntos antes referidos se puede catalogar dentro de una clasificación en base al estado físico del ave:

Clase I. Paciente normal y sin enfermedad orgánica.

Clase II. Enfermedad sistémica leve, como fracturas simples, además de pacientes obesos y geriátricos.

Clase III. Paciente con enfermedad sistémica grave que limita su actividad, pero no lo incapacita.

Clase IV. Paciente cuya enfermedad sistémica lo incapacita y supone una amenaza para su vida. En esta categoría se encuentran pacientes que presentan shock, uremia, toxemia, anemia grave, emaciación y traumatismos severos.

Clase V. Paciente moribundo cuya expectativa de vida, con o sin intervención quirúrgica no supera las 24 horas.

El procedimiento anestésico de emergencia se designa con una "E" después de la clasificación numérica.^(57, 60, 63, 67)

Preparación del paciente.

Generalmente los animales no ayunados y sometidos a procesos anestésicos regurgitan durante la anestesia o la recuperación, pero para el caso de las aves es importante no retirar los alimentos durante mucho tiempo, si se hace necesario el ayuno es importante que sea breve, debido a su tendencia a desarrollar hipoglucemia, sobre todo en aves menores de 5 kg. Antes de someter a un ave al proceso anestésico es importante corregir o compensar

problemas como la deshidratación, la anemia, alteraciones ácido-básicas, disfunción cardíaca ó respiratoria, disfunción renal, defectos homeostáticos y temperatura. De la misma forma es importante hacer las preparaciones específicas para el tratamiento quirúrgico a realizar.⁽⁶³⁾

Premedicación.

En algunos pacientes que se someterán a anestesia general se requiere de premedicar, cuyo fin principal es facilitar el manejo y elevar las condiciones de seguridad del paciente y para el anestesista. Además se realiza para aliviar la ansiedad y lograr una mejor inducción de la sedación y analgesia preoperatoria logrando así la relajación muscular, el bloqueo vagal, la reducción de las secreciones respiratorias superiores, disminución de la náusea y vómito postoperatorios y una posible reducción de la dosis del anestésico a utilizar, así como sus efectos adversos, aunque es importante mencionar que no existe ningún preanestésico totalmente libre de efectos secundarios, ni completamente seguro para todos los animales.

Generalmente se usan algunos opioides para producir analgesia: a) benzodiazepinas como el diazepam para reducir la ansiedad; b) antimuscarínicos como la atropina para inhibir los reflejos vágales así como las secreciones salivales y las de las vías respiratorias; c) antihistamínicos y d) antieméticos.^(37, 63, 80)

Vigilancia anestésica. La vigilancia durante el periodo de anestesia incluye electrocardiografía continua, vigilancia de la frecuencia cardíaca, temperatura corporal, oximetría de pulso y capnografía que es la medida de la concentración de dióxido de carbono en el gas exhalado y la medición frecuente de la presión arterial sin penetración corporal. Otros parámetros que se pueden medir son el gasto urinario, la pérdida de sangre, el oxígeno inhalado, el volumen de la ventilación pulmonar, la ventilación por minuto, etc. Es

recomendable la medición directa de las concentraciones de anestésicos inhalados y exhalados.

El periodo transoperatorio se divide normalmente en tres fases: inducción, sostén y recuperación.

Inducción. Ocurre cuando un ser conciente pierde la conciencia mediante los efectos de agentes anestésicos inhalados o inyectados por vía intravenosa y actúan sobre el sistema nervioso. Manifestándose por la reducción significativa de los reflejos defensivos del paciente, lo que permite la intubación del paciente y la obtención del plano quirúrgico. Esta comprendida por los periodos I y II de la anestesia, de acuerdo a la clasificación de las etapas anestésicas de Guedel (1920). El sistema molecular por el cual los agentes anestésico causan la pérdida de la conciencia aún es desconocido.

El grupo de agentes químicos que logran un estado de anestesia general es amplio donde se encuentran los agentes orgánicos volátiles como los hidrocarburos halogenados (halotano, isoflurano, sevoflurano), el éter dietílico, el cloroformo; gases orgánicos como el óxido nitroso y xenón; alcoholes y muchos agentes intravenosos como los barbitúricos, etomidato, propofol y ketamina.

Investigaciones recientes han puesto al descubierto receptores para los anestésicos volátiles e intravenosos como lo es el ácido gamma-aminobutírico de tipo A ($GABA_A$), el de la glicina, el de serotonina $5-HT_3$, el de acetilcolina (ACh) nicotínico y subtipos de receptores de glutamato. Tanto receptores ACh como receptores de glutamato o ambos, son inhibidos por una amplia gama de anestésicos, con inclusión de los agentes volátiles, barbitúricos y ketamina.

Durante la inducción es evidente una disminución de la presión arterial sistémica, causada por una vasodilatación directa como la depresión miocárdica, una disminución del control barorreceptor y una merma generalizada del tono simpático central.

La tonicidad del esfínter esofágico inferior se reduce. Puede ocurrir regurgitación, por lo que es conveniente la intubación endotraqueal para evitar la broncoaspiración, además de esta forma se puede tener un control de la ventilación.

En 1920 Guedel describe 4 etapas anestésicas para el éter dietílico que han sido reducidas a 3 debido a los nuevos fármacos anestésicos así como a las nuevas técnicas anestésicas. Por lo que solo se propone el reconocimiento de 3 etapas anestésicas. Mientras que por otro lado Cullen y colaboradores (1972) proponen que solo el término "etapa dos" excitación permanece en uso hoy en día, al hacer referencia a un estado de delirio en el paciente parcialmente anestesiado, más a menudo visto durante la recuperación anestésica cuando se utilizan fármacos inhalados volátiles. En la actualidad con los anestésicos modernos se juzga la profundidad de la anestesia según existan o no los siguientes factores: respuesta a ordenes verbales, el reflejo del pestañeo, la respiración rítmica, así como respuesta de la frecuencia cardíaca a la estimulación quirúrgica.^(37,47)

Winters (1976) propuso una modificación al clásico esquema de las fases propuestas por Guedel (1920), pues algunos agentes provocan un paso directo de la fase I a la fase III, como los barbitúricos; así como los fármacos disociativos no alcanzan la fase III. Así pues la descripción de Guedel ha quedado en el pasado por haber sido realizada tomando en cuenta al éter.⁽¹¹⁾

Sin embargo vale la pena tomarlas de referencia, sin olvidar que cada fármaco ocasionará diferentes fenómenos en el organismo, por lo que las diferentes fases no pueden observarse tan fácilmente con los modernos anestésicos intravenosos ó inhalados de acción más rápida, además serán diferentes en cada individuo y por el fármaco usado.⁽⁴⁹⁾

Etapas anestésicas descritas por Guedel (1920) para el éter dietílico.

Periodo I. Analgesia. Comprende desde el inicio de la anestesia hasta la pérdida de la conciencia, se inicia la analgesia. En esta fase los fármacos actúan sobre las células de la sustancia gelatinosa de las astas dorsales de la médula espinal, que son muy sensibles a concentraciones muy bajas del anestésico en el SNC. La disminución de la actividad neuronal de esta región interrumpe la transmisión sensorial en el conducto espinotalámico, lo que incluye la transmisión de estímulos nociceptivos. En esta fase no se afecta ninguna función refleja.

Periodo II. Excitación o delirio. Esta comprendida desde la pérdida de conciencia hasta la instauración de la respiración regular, el paciente parece estar excitado, manteniendo todos los reflejos, pero se encuentra en estado amnésico. En esta fase se incluye el bloqueo de muchas neuronas inhibitoras.

Periodo III. Anestesia quirúrgica. Durante este periodo es posible realizar algún procedimiento quirúrgico, se divide en cuatro planos. En el plano 1 y 2 se pueden realizar la mayoría de las cirugías. Aquí se presenta una supresión de la actividad refleja espinal que contribuye a la relajación muscular.

Periodo IV. Parálisis bulbar. Este hace referencia a la parálisis bulbar, incluyendo la depresión grave del centro vasomotor en la medula espinal, así como del centro respiratorio.^(18,49, 80)

El monitoreo se lleva a cabo por medio de la palpación del pulso periférico, el latido cardiaco, el color de mucosas externas, la oximetría , la frecuencia respiratoria y la capnografía.⁽¹¹⁾

Sostén.

El mantenimiento del plano quirúrgico se logra después de la inducción mediante un agente anestésico inhalado ó fijo. En esta fase se producen una serie de acontecimientos como la analgesia, la relajación muscular esquelética, el cese de movimientos y la pérdida de reflejos protectores, además de presentar una ligera depresión respiratoria y cardiovascular. La elección del fármaco anestésico dependerá de la especie a tratar, del tratamiento a realizar, de las disponibilidades técnicas y la experiencia del anestesista.^(11,57)

Concentración alveolar mínima (CAM). Desde 1965 las potencias relativas de los anestésicos volátiles han sido descritos por su concentración alveolar mínima que inmoviliza al 50% de los individuos expuestos a una fuerte estimulación nociocéptica como la incisión quirúrgica. La analgesia proporcionada por los anestésicos volátiles es muy ligera y solo se hace efectiva cuando la CAM es muy superior a lo normal.^(37, 47)

La anestesia equilibrada es cuando se mezcla un opioide con un anestésico inhalado, donde el anestésico inhalado causa inconciencia y simultáneamente se causa analgesia mediante los opioides en el transoperatorio y en el postoperatorio.⁽⁵⁷⁾

Recuperación.

En esta fase después de suspender la administración del anestésico el organismo elimina el fármaco, por lo que se regresa a un estado de conciencia y se restablecen las funciones respiratorias y cardiovasculares así como las capacidades sensitivas y motoras, hasta los parámetros fisiológicos previos a la anestesia. Para el caso de los anestésicos inhalados su concentración decrece con rapidez debido a que el encéfalo se encuentra bien irrigado logrando así un rápido despertar de la anestesia. Durante esta fase podemos observar hipertensión y taquicardia mientras el sistema nervioso simpático recobra su tonicidad. La agitación durante la recuperación puede ocurrir en un 5 a 30 % de los pacientes, a menudo hay escalofrío por la hipotermia central, esta es debido a que el consumo total de oxígeno se reduce durante la anestesia, por lo que se reduce la generación del calor. Otros factores que contribuyen a una mayor recuperación son el flujo sanguíneo pulmonar, la magnitud de la ventilación y la solubilidad del anestésico en los tejidos.^(6,37,49)

La capacidad pulmonar residual se haya reducida en el postoperatorio, la cual sigue a todos los tipos de anestesia por lo que pudiera ocurrir hipoxemia. La náusea y el vómito se originan del efecto de los anestésicos en la zona quimiorreceptora activadora y sobre el centro del vómito en el tallo encefálico. Y al suspender el anestésico es necesario vigilar la temperatura corporal del paciente.⁽¹¹⁾

5.-ANESTESIA GENERAL

La anestesia en los animales silvestres se realiza usando técnicas y fármacos usados en la clínica de animales domésticos, especialmente de pequeñas especies, sin embargo las especies silvestres presentan idiosincrasias y sensibilidades muy variadas a los fármacos, por lo que casi siempre se hace necesario realizar algunas modificaciones a los protocolos anestésicos. Por lo que la aplicación de anestesia y técnicas de inmovilización en las especies silvestres tiende a ser muy teórica, sin tener protocolos bien definidos. Lo que solo permite efectuar procedimientos anestésicos breves asociados a una alta tasa de mortalidad. Pero en general los factores que deberán ser evaluados para realizar un procedimiento anestésico en aves son: las particularidades del sistema respiratorio, el tamaño corporal y su rápido metabolismo. Permitir una inducción suave, segura y confortable seguida de una rápida y completa recuperación deberán ser los objetivos de todo procedimiento anestésico.

(10,63, 67, 75)

La anestesia general es la depresión global pero reversible de las funciones del sistema nervioso central, lo cual resulta en la pérdida de reacción y percepción de todo estímulo externo. Los componentes del estado anestésico incluyen inconciencia, inmovilidad en respuesta a la estimulación nociceptiva, analgesia y estado de inconciencia. Los componentes esenciales del estado anestésico comprenden inmovilización, inconciencia y atenuación de la respuesta autónoma a la estimulación nociceptiva. La potencia de los medicamentos intravenosos es definida como la concentración libre en plasma que induce ausencia de respuesta a la incisión quirúrgica en 50% de los pacientes y esta potencia es difícil de medir. Pero se sabe que las drogas anestésicas causan sinergismo en el SNC y su

combinación permite la reducción de cada agente, con la consecuente disminución del riesgo anestésico y los efectos secundarios de cada fármaco.^(36, 50, 55)

A pesar de los esfuerzos realizados en la investigación, por descifrar los mecanismos celulares y moleculares aún no se conocen en su totalidad. Sin embargo se han formulado una gran cantidad de teorías que intentan explicar el evento farmacológico de los anestésicos. Los efectos sobre los patrones de la actividad eléctrica cortical varían mucho entre los diversos anestésicos lo que origino la sugerencia inicial de que no es probable que todos los agentes anestésicos actúen por los mismos mecanismos.^(5, 83)

Mecanismos anatómicos. Los sitios anatómicos donde los anestésicos actúan son muy diversos en el sistema nervioso central, pudiendo tener efectos a nivel de neuronas sensitivas periféricas, médula espinal, tronco y corteza cerebral. Los anestésicos pueden producir diferentes componentes específicos del estado anestésico a través de sus efectos en sitios específicos en el SNC. Recientemente se ha identificado que los anestésicos inhalados deprimen la excitabilidad de las neuronas talámicas. Lo que nos indica que el tálamo es un sitio potencial para los efectos sedantes de los anestésicos inhalados, debido al bloqueo de la comunicación entre el tálamo y cortical originan un estado de inconciencia. Mientras que los anestésicos intravenosos deprimen la transmisión al nivel del hipocampo, al igual que los anestésicos inhalados.^(37,47)

Mecanismos fisiológicos. Los anestésicos generales producen dos efectos fisiológicos en la neurona:

1.- La hiperpolarización neuronal, pudiendo causar una reducción de la excitabilidad en la neurona ante el estímulo de un neurotransmisor.

2.- Tanto los anestésicos inhalados como los inyectados tienen efectos en la función sináptica. Los anestésicos inhalados inhiben las sinapsis excitadoras y activan las sinapsis inhibitorias. En el caso del isoflurano, este puede inhibir la liberación de neurotransmisores. También pueden alterar la respuesta de las neuronas ante el neurotransmisor liberado. Los anestésicos inyectados actúan predominantemente a nivel de la sinapsis excitadora donde alteran la respuesta postsináptica ante el neurotransmisor liberado. También por otra parte los anestésicos inyectados actúan incrementando la neurotransmisión inhibitoria, aunque la ketamina actúa al bloquear la neurotransmisión excitadora en la sinapsis glutamatérgica.

Mecanismos moleculares. De los datos más recientes arrojados por diferentes estudios se sabe que el ácido gamma-aminobutírico (GABA) activa canales de cloro (denominados receptores GABA_A). Estos canales también son sensibles ante una gran variedad de anestésicos tanto inhalados como inyectados. Los anestésicos generales incrementan la sensibilidad de los receptores GABA_A ante el GABA, esta unión al ser una neurotransmisión inhibitoria deprime la actividad del sistema nervioso central. El GABA cuando se liga a las proteínas del receptor postsináptico provoca el cierre de los canales de cloro inhibiendo la transmisión interneuronal. De acuerdo a lo anterior ningún anestésico general compite con el GABA por los sitios de fijación en su receptor.^(11, 36, 55)

Por otra parte existen otros canales de cloro que son sensibles a la glicina, que cumplen una función importante en la neurotransmisión inhibitoria a nivel de la médula espinal y tallo encefálico. De los anestésicos que estimulan las corrientes activadas por glicina se encuentra el propofol y los barbitúricos.^(37,49)

La ketamina, el óxido nítrico y el xenón actúan sobre un receptor llamado N-metilo-D-aspartato (NMDA), son canales catiónicos activados por glutamato que tienen una cierta selectividad por el calcio. La ketamina inhibe los receptores NMDA al unirse al sitio con afinidad a la fenciclidina del receptor NMDA. Se cree que este mecanismo de acción es el principal para la Ketamina.^(37,80)

Los anestésicos inhalados activan una clase de canales de potasio, conocidos como canales de dos dominios transmembrana, estos pueden ser el sitio molecular por el cual estos agentes hiperpolarizan las neuronas. Además, datos recientes indican que la acción de los anestésicos inhalados requiere de proteínas complejas como la sintaxina, y la sinaptobrevina que se encuentran incluidas en la liberación sináptica del neurotransmisor; lo que explica la capacidad de los anestésicos inhalados para originar la inhibición presináptica en el hipocampo.^(47,80)

Los criterios para la selección de fármacos a usar y protocolos anestésicos son los siguientes:

- a) Especie, raza, edad, tamaño del paciente.
- b) Estado físico y/o proceso patológico específico del paciente.
- c) Medicaciones actuales.
- d) Conducta del paciente.
- e) Conocimientos y experiencias personales.
- f) Ayudantes disponibles.
- g) Conocimiento del equipo disponible.
- h) Duración, tipo de la operación y premedicación a realizar.^(36, 63)

La anestesia general se usa en aves rapaces para realizar intervenciones quirúrgicas dolorosas, para tomar radiografías, tratar heridas, cambiar vendajes, etc., con la finalidad de poder realizar correctamente el procedimiento sin causar dolor al ave, reducir el estrés y evitar lesiones para el paciente, así como incrementar la seguridad del operador.

Los diferentes fármacos anestésicos disponibles en la actualidad permiten realizar una mejor elección del fármaco.⁽⁵⁶⁾

6.-ANESTESIA INYECTADA.

Son fármacos con una parte hidrófoba y es la clave de la farmacocinética de este tipo de medicamentos, que después de una descarga intravenosa se distribuye hacia el encéfalo y médula espinal. Su principal uso en la actualidad es como inductores de la anestesia y tienen una acción rápida o breve. Pero en la medicina veterinaria aún se siguen usando como los principales agentes anestésicos; seguido de los anestésicos intramusculares. Siendo la vía intravenosa la mejor técnica sobre la intramuscular.^(36, 37,47)

En los inicios de la anestesia aviar fueron empleados indiscriminadamente en las aves los anestésicos usados en los mamíferos. Ya desde 1978 Heidenreic reporta el uso de la Ketamina en rapaces con buenos resultados y otras drogas como el hidrato de cloral, chloralose, pentobarbital, metomidato entre otras pero resultaron inadecuados para su uso en estas aves. En las aves rapaces se usa tanto la vía intramuscular como la intravenosa, y la vía intraperitoneal no se usa debido al riesgo de dañar órganos internos.⁽⁷⁹⁾

Las venas más usadas en las aves son la radial y metatarsal en aves de tamaño medio. Aunque la vena radial debería ser evitada en algunas ocasiones debido a que en ella no se observa una buena hemostasis. La vena yugular derecha puede utilizarse pero la inyección deberá ser muy lenta para evitar depresión del miocardio. La terapia intravenosa rápida no es recomendada por mucho tiempo.^(21, 56)

Para la vía intramuscular se prefieren los músculos pectorales, pero este método puede impedir el vuelo, algunos estudios han mostrado daño histológico severo. También se han usado los músculos de la pierna, sin que al parecer tenga influencia sobre el sistema porta renal de las aves.^(21, 56)

Cuando no se puede tener acceso a la vía intravenosa y se requiere administrar fármacos directamente al torrente sanguíneo se podrá utilizar la vía intraosea. Para lo cual se puede utilizar la parte distal de la ulna (evitando los ligamentos del carpo) y la parte proximal del tibiotarso.^(66, 79)

La principal desventaja del uso de estos fármacos es la irrevocabilidad en la administración intravenosa de fármacos potentes y el consecuente riesgo de sobredosis.^(37,47) Las especies que no han sido tratadas con anterioridad representan un mayor peligro en los procedimientos anestésicos, por lo que se recomienda tratarlas como aves sensibles a la droga, por lo que la dosis anestésica inicial deberá ser menor a la calculada. Cantidades adicionales pueden ser administradas hasta alcanzar el efecto deseado. En la actualidad algunos autores solo recomiendan drogas de corta duración para procedimientos breves.^(56, 66)

Al parecer el sistema porta-renal que poseen las aves no interfiere con la calidad ni duración de los anestésicos inyectables. Sin embargo la duración de los agentes inyectables se incrementa con el tamaño corporal, así que en pacientes grandes como un águila la absorción, metabolismo y eliminación será más tardada que en un ave pequeña como un gavián o cernícalo.^(21, 66)

Se usan tres técnicas de administración de anestésicos inyectable:

- 1.- Administración de una dosis única del anestésico.
- 2.- Redosificación mediante dosis adicionales administradas siguiendo una reacción dosis-efecto.

3.-Infusión continua.

Muchos de los fármacos usados en aves rapaces han sido extrapolaciones de los fármacos usados con seguridad en Psittacidos (pericos).⁽²¹⁾

Para realizar un procedimiento anestésico en aves es importante conocer el peso exacto del paciente. Se debe tomar en cuenta que la posología en aves silvestres solo es orientativa. ⁽⁶³⁾

Sin importar que se utilicen anestésicos parenterales el paciente aviar siempre deberá contar con una fuente de oxígeno, disponible para brindar respiración asistida. ⁽⁶⁶⁾

Descripción de diferentes anestésicos inyectables y sus efectos.

Barbitúricos.

Son derivados del ácido barbitúrico sintetizado en 1864 por Von-Baeyer, como compuestos resultantes de la condensación de la urea con el ácido malónico, con eliminación de dos moléculas de agua. Según la dosis actúan como sedantes, hipnóticos o anestésicos generales. ^(37,60, 80) Los barbitúricos son soluciones alcalinas con pH de 10 a 11. Reducen el índice metabólico cerebral. Disminuye la presión intraocular. Son eficaces anticolvulsivos por su actividad depresiva del SNC, por actuar sobre el receptor GABA_A, aumentando la entrada de cloro desde el exterior de la neurona, que se hiperpolariza, reduciéndose la excitabilidad de la neurona postsináptica ⁽¹¹⁾. Sin embargo solo tiene actividad sobre el cerebro la porción del fármaco no ionizado y no unido a las proteínas plasmáticas (al poder atravesar la barrera hematoencefálica); esta porción no unida a proteínas tiende a incrementarse bajo condiciones de acidosis por lo que será un factor a considerar. Disminuyen la presión arterial al causar vasodilatación, también merman los reflejos de los barorreceptores, son depresores

respiratorios. Se distribuyen rápidamente en los tejidos muy vascularizados como el pulmón, corazón, riñón, encéfalo, hígado e intestino, ocasionando una inconciencia en menos de 15 segundos. Se metaboliza por medio del citocromo P450 en un promedio de 6.5 horas.

El **tiopental** es el fármaco más usado en medicina veterinaria como inductor de la anestesia, por ser el barbitúrico que se ha mostrado más seguro para la anestesia de los animales domésticos.

Efecto sobre el sistema nervioso central (SNC). Ocasiona pérdida de la conciencia con una duración del sueño de aproximadamente 5 minutos. Reduce el umbral del dolor por lo que aumenta la sensibilidad al dolor. Los fármacos que integran este grupo pueden producir todos los grados de depresión del SNC, desde sedación leve hasta anestesia general. Los barbitúricos deprimen la corteza cerebral. También poseen una actividad anticonvulsiva al deprimir las áreas motoras del cerebro. Bajo condiciones anestésicas inhiben la acumulación de calcio en el tejido nervioso por lo que se puede inhibir la liberación de neurotransmisores como noradrenalina, acetilcolina, glutamato y GABA.^(11,37)

Efecto sobre el sistema respiratorio. Es un potente depresor respiratorio dependiendo de la dosis, al causar insensibilidad parcial del centro respiratorio a los cambios en la presión de CO₂. La duración de este efecto depende de la dosis, la velocidad de aplicación y de la premedicación utilizada. La concentración sanguínea del barbitúrico que inhibe el centro respiratorio es considerablemente menor, a la necesaria para causar falla cardíaca.^(11,57)

Efectos cardiovasculares. Es depresor del corazón y relajante del músculo liso vascular, al deprimir directamente la células miocárdicas reduciendo el gasto cardíaco y la presión

arterial. Incrementa la sensibilidad cardiaca a la acción de la epinefrina causando arritmias.

El tiopental también reduce el hematocrito lo que puede ser significativo en un animal anémico, pero tiene pocos efectos sobre el volumen del plasma.^(37, 47, 57, 68)

El tiopental se encuentra contraindicado en casos de insuficiencia hepática, hipovolemia y deshidratación. Coles (1997) lo ha usado a una dosis de 30 mg/kg intravenoso en cisnes. El pentobarbital se ha usado a una dosis de 30-40 mg/kg intravenoso en palomas, también se a usado en gallos a una dosis de 80 mg/ kg intramuscular.⁽¹⁹⁾

Los barbitúricos no se usan ampliamente en las rapaces debido a que tienen efectos inhibitorios en la respiración y causan pobre analgesia. En forma experimental se han realizado pancreotomias en búhos sin efectos adversos pero si se han reportado muertes en cernícalos. En general tienen un estrecho margen de seguridad.^(19,21)

Propofol.

Es un sedante-anestésico de acción ultracorta, químicamente es 2-6diisopropilfenol. Es prácticamente insoluble en agua, por lo que se requiere prepararlo en una emulsión acuosa al 1%, que contiene propofol (10 mg/ml), soya (100 mg/ml), glicerol (2.5 mg/ml), fosfatido de huevo (12 mg/ml) e hidróxido de sodio (para ajustar el pH a 7). Después de ser administrado intravenoso (IV) se une en alto grado a las proteínas sericas, para distribuirse hacia los tejidos mas vascularizados. Causa dolor al ser inyectado por ser irritante para el vaso sanguíneo, pero causa inconciencia antes de los 30 segundos. Este fármaco proporciona una anestesia de 5 a 10 minutos al causar depresión del SNC incrementando la actividad del GABA. Con una vida media de 2 a 8 minutos. Puede ocasionar hipotensión por vasodilatación arterial y venosa. Por lo que disminuye el flujo sanguíneo cerebral, la presión intracraneal e intraocular. Produce un grado de depresión respiratoria mayor que el tiopental,

por causar una disfunción de los quimiorreceptores centrales, por lo que no se pueden mantener los niveles de CO₂ dentro de los límites fisiológicos.⁽¹¹⁾ Por lo que deberán ser observados y vigilados los pacientes sometidos a propofol, para asegurar su ventilación y oxigenación adecuada. Tiene acción antiemética importante y no causa analgesia por lo que es importante combinarlo con un analgésico. Puede causar lipemia tras una infusión prolongada debido a su formulación.⁽²⁹⁾ El propofol se metaboliza principalmente en el hígado mediante la conjugación a glucoronido y sulfato, metabolitos menos activos que se eliminan por el riñón. La gran mayoría de los residuos del fármaco se eliminan por orina, sin acumularse en el cuerpo.^(5, 37, 47)

Este fármaco se ha usado en las aves rapaces con seguridad y eficacia, sin irritación tisular y es rápidamente metabolizado, además no se acumula. Causa relajación muscular de corta duración, pero puede causar depresión cardiopulmonar al igual que el tiopental. Ocasionalmente pudiera ser causa de arritmias. Un estudio realizado en el año 2000 por Hawkins en aves de presa, concluye que si se administra mediante infusión permite un plano anestésico ligero con constancias respiratorias y cardíacas permisibles.

En aves se recomienda a dosis de 3-5 mg/kg como inductor de la anestesia inhalada, por ser de acción breve.^(41, 66)

Para propósitos quirúrgicos de corta duración es recomendado a una dosis de 14 mg/kg intravenoso. Con esta dosis se consigue un tiempo quirúrgico de 2 a 7 minutos.⁽¹³⁾

Coles (1997) lo recomienda únicamente como un agente inductor.

Ketamina.

Es una ciclohexamina, congénere de la fenciclidina, se emplea en anestesia veterinaria desde 1970. Es soluble en agua, pudiéndose administrar por vía intravenosa o intramuscular

sin causar irritación. El mecanismo de acción de este fármaco es mediante la interrupción de las vías nerviosas encefálicas y estimulando el Sistema Reticulo Activado.⁽⁵⁷⁾ Pero Velasco (2003) reporta que el mecanismo de acción aún es desconocido pues no se han encontrado receptores específicos para la ketamina, aunque es probable que actúe sobre los receptores de la fenciclidina. La analgesia que causa en el paciente es mediada por los receptores opiáceos, específicamente a los receptores sigma.⁽⁸⁰⁾ También puede actuar como antagonista del glutamato, que es el neurotransmisor excitador, en los receptores NMDA del glutamato. También se ha postulado que actúa sobre los receptores del GABA.⁽¹¹⁾ Se metaboliza en el hígado por conjugación y oxidación a norketamina que tiene una actividad aproximada a 2.5 horas en el SNC. La norketamina luego se metaboliza y se elimina por orina y bilis, tiene un gran volumen de distribución y una rápida depuración. Se une poco a proteínas plasmáticas. Es recomendable para anestesiarse pacientes con riesgo de hipotensión y broncoespasmo. Causa profunda analgesia, aunque pueden mover los miembros involuntariamente (al provocar un incremento en el tono muscular), presentan respiración espontánea y la frecuencia respiratoria y el volumen corriente pueden estar disminuidos. Este estado cataléptico ha sido definido como anestesia disociativa, donde persisten los reflejos palpebral, laríngeo, faríngeo y podal. La catalepsia se acompaña de nistagmo, con dilatación pupilar, salivación y/o lagrimeo, y movimientos espontáneos de los miembros, aumenta el tono muscular y produce rigidez de los miembros, ocasionalmente además también causa vómito, temblores, convulsiones, exantemas cutáneos y aumento de la presión intraocular. La ketamina no origina el estado clásico de anestesia pero el paciente se encuentra amnésico e insensible al estímulo doloroso, ubicándolo en un plano quirúrgico I y II. Por estos motivos realmente solo se recomienda para la inmovilización de pacientes que se quieren revisar ó realizar procedimientos radiográficos o para inducción de anestesia, así como para procedimientos quirúrgicos breves y sencillos. La dosis dependerá del fármaco tranquilizante

usado como la especie y la vía de administración. Incrementa el flujo sanguíneo encefálico y la presión intracraneal, además del consumo de oxígeno cerebral. Por lo que esta contraindicada en los pacientes con presión intracraneal aumentada o en pacientes con presión intraocular elevada. Es el único anestésico intravenoso que estimula la actividad cardiovascular, por lo que la frecuencia cardíaca, la presión arterial y el gasto cardíaco suelen aumentar considerablemente. La depresión respiratoria es menos intensa en comparación a otros anestésicos. Es un broncodilatador potente debido a su actividad simpaticómimética indirecta. Durante la recuperación se pueden observar alucinaciones y delirio acompañados de hiperactividad motora, hipersensibilidad al tacto o reacciones violentas.^(11, 36, 37, 67, 80)

La ketamina es la ciclohexamina más usada. Es un buen sedante en aves y otras especies silvestres, pero por sí mismo es un pobre anestésico y analgésico. En aves se usa desde 1973, usándose sola o en combinación con otros agentes, ya sea intravenosa o intramuscular. Se usa con frecuencia durante el examen físico de las aves cuando estas se rehúsan a ser examinadas.^(53, 57)

Usada intramuscularmente a dosis de 15-20 mg/kg produce anestesia aproximadamente de 3 a 5 minutos. El periodo anestésico es de aproximadamente 30 minutos y el periodo de recuperación puede durar hasta 3 horas. Las aves más grandes pueden tener una recuperación considerablemente más lenta que las aves pequeñas que son de metabolismo más acelerado. Actualmente se sabe que también puede ser administrada oralmente como método para capturar aguilillas de Harris, a una dosis de 100 mg/kg administrados en una carnada de 30 g.^(9, 13)

Puede administrarse a una gran variedad de especies aviares, pero sus efectos pueden variar considerablemente, pudiéndose apreciar incoordinación, opistotonos, los ojos pueden

mantenerse abiertos, el reflejo palpebral puede estar presente, con un tiempo anestésico de 35 minutos aproximadamente.^(19, 29) Pero no causa una relajación muscular en las aves, además la recuperación es violenta, donde puede resultar la fractura de plumas u otras lesiones en el paciente. En las aves grandes el periodo de excitación durante la recuperación puede ser muy prolongado. Además cuando se utiliza la ketamina como único fármaco se incrementa el porcentaje de mortalidad. En zopilotes se ha asociado con marcada salivación, excitación y convulsiones. En palomas y azores se han reportado efectos en la función adrenal y conducción cardíaca. Debido a que la ketamina se elimina por vía renal, se recomienda la fluidoterapia en aves debilitadas y sobretodo cuando la recuperación es prolongada. La toxicidad renal de esta droga puede verse reflejada en las aves al causar debilidad o deshidratación. Se ha observado que tras la administración intravenosa a una dosis de 35 mg/kg puede causar falla cardíaca inmediata, apnea prolongada en aves rapaces.^(9, 21, 66)

Debido a los inconvenientes de usar la Ketamina como único fármaco anestésico debe ser combinada con otras drogas como la xilacina, acepromacina o diacepam para poder obtener una anestesia mas bondadosa con el paciente.⁽⁵⁶⁾ De acuerdo a Lawton (1996) la dosis de ketamina es inversamente proporcional a la talla del paciente, usándola en un rango de 20 a 50 mg/kg.⁽¹⁰⁾

Las combinaciones de xilacina/ketamina producen una depresión cardiopulmonar importante que puede ser extrema cuando se añaden fármacos anestésicos inhalados.⁽⁴⁶⁾

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

acidemia, depresión respiratoria e hipoxemia de acuerdo a experiencias en aguilillas cola roja. Redig (1993) reporta que administrada por la vía intravenosa puede causar irregularidades cardiacas y respiratorias. Pero por otro lado reporta buenos resultados en aves rapaces. En la rapaces más pequeñas usa 30 mg/kg de ketamina, mientras que en las águilas de aproximadamente 5 kg usa dosis de 4.5 mg/kg. Se ha observado que las aves rapaces nocturnas metabolizan más rápidamente las drogas en comparación con las rapaces diurnas, por lo que es importante incrementar ligeramente la dosis en las rapaces nocturnas. El genero *Buteo* se ha mostrado sensible cuando se le administra esta combinación intramuscularmente causando apnea y recuperación prolongada. De la misma forma los gavilanes de Cooper han mostrado recuperación prolongada. Esta combinación no ha sido satisfactoria en palomas.^(19, 66)

Manfred (1997) sugiere la administración intravenosa de ketamina (7mg/kg) más xilacina (6mg/kg). Esta combinación es muy efectiva en halcones buitres y águilas produciendo rápida anestesia, buena relajación muscular sin excitación y otras dificultades durante la inducción, obteniendo un plano quirúrgico de 30 minutos y si se desea se pueden adicionar dosis de esta combinación de fármacos. Una vez concluido el procedimiento se puede revertir el efecto de la xilacina mediante la aplicación de 0.1 mg de yohimbina intravenosa, logrando una recuperación en pocos minutos. Aunque puede observarse excitación debido a los efectos de la ketamina.⁽⁵⁶⁾

Lawton (1996) recomienda la combinación de 4.4 mg/kg de ketamina más 2.2 mg/kg de xilacina. Causando una ligera inducción y mejor relajación muscular.⁽⁹⁾

Por otra parte Redig (1993) sugiere el uso de ketamina más xilacina en combinaciones de volumen de 100mg/ml de ketamina y 20mg/ml de xilacina administrada por vía intravenosa y con diferentes dosis de acuerdo a la especie.⁽⁵⁶⁾

Para los halcones la dosis de Ketamina es de 25-30 mg/kg intramuscular y de xilacina 2mg/kg intramuscular; esta combinación produce una anestesia suficiente para intervenciones menores, y si fuera necesario un plano anestésico más profundo se administrará una nueva dosis de ketamina de hasta casi la mitad de la dosis inicial.⁽⁵⁷⁾

La ketamina combinada con el diazepam puede usarse para realizar la inducción y posteriormente mantener la anestesia con un fármaco inhalado. La dosis usada con este propósito es de 10-30 mg/kg IV de ketamina mas 1-1.5 mg/kg IM de diazepam. Esta dosis es recomendada para la mayoría de las aves rapaces. El diazepam por sí solo se ha usado en aves rapaces para estimular el apetito a dosis de 0.25mg/kg intramuscular o intravenoso una vez al día durante tres días.⁽¹³⁾

La dosis y combinaciones de ketamina son tan variadas como los autores que las describen, teniendo una amplio rango en las dosis sugeridas para la ketamina. Por lo que será fundamental no solo tomar en cuenta las referencias citadas, sino también será necesario hacer una buena evaluación del paciente, recordando que la dosis es inversamente proporcional al tamaño del paciente.⁽¹⁰⁾

Xilacina

La xilacina causa narcosis pero no una verdadera anestesia por si sola. No deberá usarse como fármaco único en aves por causar depresión cardiaca. Provoca una buena relajación muscular y recuperación tranquila, pero ocasiona depresión respiratoria y las aves rapaces pueden mostrar hiperexcitabilidad ante los estímulos externos y vocalización. Este fármaco no se deberá usar en aves débiles o enfermas aunque la dosis fatal en aves sanas aparentemente es 10 veces la dosis terapéutica.^(9, 13, 19, 63)

Combinaciones neuroleptoanalgésicas: Fentanilo/droperidol, etorfina/metotrimepricina, etorfina/acepromacina. Estas combinaciones consisten en un narcótico potente, que puede abolir la percepción del dolor, y un neuroléptico (sedante o tranquilizante) que suprime algunos de los efectos adversos del narcótico como vomito o excitación. Este fármaco se ha estudiado en su administración oral, con un amplio rango de seguridad, aunque puede predisponer a convulsiones, las cuales se pueden prevenir con diacepam.⁽⁶³⁾

Tiletamina – Zolazepam

Dentro de los anestésicos inyectados que se han usado en aves también se encuentra la tiletamina mezclada con el zolazepam. La tiletamina es un anestésico disociativo, del grupo de la ketamina pero tres veces más potente que esta. Este anestésico se combina con una benzodiazepina, el zolazepam. Esta combinación tiene un efecto anestésico prolongado así como la recuperación. También puede causar una disminución de la frecuencia cardiaca y respiratoria.

Lawton (1996) lo recomienda a una dosis de 5-10 mg/kg intramuscular. En aguilillas de cola-roja se puede usar a dosis de 10, 15, 20 o 40 mg/kg por vía intramuscular.^(13, 66)

Pero Zenker (2000) ha usado esta mezcla para inmovilizar a varios ejemplares de la especie *Buteo buteo* administrándola por vía oral, mediante carnadas. Dando una dosis de 80 mg/kg para realizar una inmovilización adecuada y un manejo seguro de hasta por 60 minutos. Las aves alcanzaron la anestesia después de 30 minutos tras la administración del fármaco. Sin embargo a veces por la distancia es muy difícil calcular el peso, dando entonces una dosis errónea, lo que podría ocasionar problemas como una sobredosis.⁽⁸⁶⁾

7.-ANESTESIA INHALADA.

La anestesia ocasionada por la administración de gases o vapores de líquidos directamente al tracto respiratorio superior es denominada anestesia inhalada. En este tipo de anestesia el paciente debe inspirar el gas que se absorbe por difusión pasiva a favor de un gradiente de concentración, que debe ser proporcionado por un aparato especialmente diseñado para tal propósito, el vaporizador. Los gases anestésicos deberán ir en combinación con O₂, donde solo un pequeño porcentaje de la mezcla de gases corresponderá al fármaco anestésico. La mezcla de gases debe ser administrada al paciente por medio de una mascarilla, un tubo endotraqueal o una jaula de anestesia. Esto ayuda a reducir la mortalidad por anestesia y mejora la oxigenación arterial.^(18, 47, 80)

Tras la administración del gas este debe alcanzar los capilares aéreos, luego la sangre y por último los tejidos corporales incluyendo al encéfalo que es cuando se logra el estado anestésico del paciente. La rapidez con que el anestésico alcance la concentración anestésica en el encéfalo depende de :

- 1.- La concentración del fármaco en el aire inspirado, pues a mayor concentración inhalada más rápida es la difusión del anestésico a través de los capilares aéreos.
- 2.- La ventilación pulmonar. La velocidad con la que aumenta la presión arterial se encuentra relacionada con la frecuencia y la profundidad ventilatoria. Por lo que la hiperventilación mecánica aumenta la velocidad de inducción de la anestesia con anestésicos inhalados.^(11,49)
- 3.- La solubilidad del fármaco en los diferentes tejidos como el sanguíneo, cerebral, óseo y adiposo, se le denomina el coeficiente de partición lípido-agua, definiéndose como el

cociente entre las concentraciones del anestésico en dos disolventes en equilibrio. Esto determinará la velocidad de captación, distribución y eliminación del fármaco. Los gases que tengan un menor coeficiente de partición alcanzarán más rápido el equilibrio en los tejidos, por lo tanto la inducción y la recuperación serán más rápidas. Como ejemplo si un fármaco tiene un coeficiente de partición sangre/gas de 1.9, significa que cada ml de sangre puede albergar 1.9 veces mas fármaco que 1 ml de gas alveolar. El coeficiente de partición para el oxido nitroso es de 0.47, para el halotano es de 2.3 y para el metoxiflurano es de 12.⁽¹¹⁾

Los tejidos pueden clasificarse en base a su grado de irrigación :

- a) Ricos en vasos sanguíneos. Estos tejidos reciben el 75% del gasto cardiaco, tales como el corazón, cerebro, intestino, hígado, riñón, y bazo.
- b) De moderada cantidad de vasos. Estos tejidos reciben del 15 al 20% del gasto cardiaco, en esta categoría se encuentra la piel y el músculo.
- c) Grupo de grasa neutra. Recibe el 5% del gasto cardiaco, constituido por el tejido adiposo.
- d) Grupo pobre en vasos. Recibe del 1 al 2% del gasto cardiaco, son tejidos como el hueso, tendones y cartilago.

La solubilidad de un fármaco inhalatorio en el grupo rico en vasos y en el grupo con moderada cantidad de vasos puede afectar el tiempo de recuperación. El tejido adiposo tiene poca influencia sobre la inducción de la anestesia, pero puede afectar el tiempo de recuperación después de periodos prolongados de anestesia.

4.-Gasto cardiaco. Un gran gasto cardiaco provoca un incremento de la solubilidad del agente anestésico en sangre y retrasa la elevación en la concertación alveolar del mismo.

Un aumento en el flujo sanguíneo pulmonar retarda la velocidad de elevación en la tensión arterial. Una disminución en el flujo sanguíneo en el pulmón tiene el efecto opuesto, e incrementa la tensión arterial de los anestésicos inhalados.

5.- Transferencia del anestésico de la sangre a los tejidos. Esta dependerá de la solubilidad del agente anestésico en el tejido y el gradiente de concentración entre la sangre y los tejidos. Una vez que los tejidos no absorben más anestésico, no se produce más captación pulmonar del agente anestésico. El cerebro, el corazón, el hígado y los riñones reciben el 75% del gasto cardiaco.^(1,11,49)

Merkel y Eger (1963) describieron un factor muy importante que siempre se debe tener en cuenta y es la concentración alveolar mínima (CAM), que es el índice estándar de la potencia del fármaco. Este parámetro indica la concentración alveolar mínima que impide los movimientos en el 50% de los individuos sometidos a un estímulo doloroso. Este parámetro es independiente para cada fármaco y de la especie animal que se este tratando, además se ve muy influenciada por la edad del paciente (disminuye en geriátricos). La potencia anestésica es inversamente proporcional a la CAM. Se define en términos de porcentaje de 1 atmósfera, representando la presión parcial del anestésico en el punto donde ejerce su acción.^(1,11, 49)

La presión de vapor de un anestésico es una medida en su capacidad para evaporarse, esta característica de los líquidos anestésicos debe ser suficiente como para aportar el número de moléculas suficientes para producir anestesia en condiciones ambientales.⁽¹⁾

Dentro de los agentes anestésicos inhalados se encuentra una gama de gases y líquidos volátiles, pero el primer fármaco usado de esta forma fue el éter dietílico. Después se uso el

ciclopropano, xenón elemental, óxido nítrico y más recientemente los alcanos halogenados. Los coeficientes de partición del anestésico se definen como el cociente de la concentración del anestésico en los tejidos cuando las presiones parciales del anestésico son iguales en los dos tejidos. Los coeficientes de partición demuestran que los anestésicos inhalados son más solubles en algunos tejidos que en otros.

Estos agentes cruzan rápidamente la barrera encefálica. Por todo lo anterior es fácil controlar y modificar rápidamente la profundidad anestésica, además permiten reducir la mortalidad anestésica al facilitar la ventilación pulmonar y mejorar la oxigenación arterial.

La recuperación de la anestesia inicia después de suspender la administración del fármaco, en ese momento el anestésico se difunde de la sangre al espacio gaseoso del capilar aéreo, donde es exhalado, con la consiguiente eliminación del anestésico del cerebro. Esto induce una disminución de la concentración alveolar del anestésico, que provoca una reducción en las presiones parciales del anestésico, primero arterial y después cerebral. El último tejido en liberar el fármaco es el adiposo.^(1,37)

Todos los anestésicos inhalados experimentan procesos metabólicos, principalmente en el hígado, pulmón, riñón y tracto gastrointestinal.

La biotransformación del anestésico puede continuar por un periodo de 4 a 5 días después de su administración, mientras retorna lo acumulado en músculos y tejidos grasos.

La eliminación del fármaco depende de :

- 1.- La transferencia del anestésico del tejido a la sangre.
- 2.- El gasto cardíaco, determina la rapidez con que el agente llega a los pulmones.

- 3.- Las solubilidades relativas del anestésico en la sangre y en el gas alveolar.
- 4.- La frecuencia de la ventilación alveolar.

En casi 150 años de historia con anestésicos inhalados han sido menos de veinte los agentes que han sido introducidos, menos de diez han tenido una aplicación clínica en medicina veterinaria, pero actualmente solamente cinco tienen aplicación clínica tales como: halotano, sevoflurano, isoflurano o enflurano. Siendo todos compuestos orgánicos, menos el óxido nitroso.^(1, 36)

La anestesia inhalada tiene un margen de seguridad más amplio, pues se puede modificar con facilidad la profundidad anestésica y la eliminación se realiza por vía pulmonar al desconectar el vaporizador. Permite la administración constante de una alta concentración de oxígeno al ave, además podemos brindar una ventilación mecánica, con lo que se incrementa la seguridad anestésica.

Por otro lado tiene los inconvenientes de que se requiere de un aparato de administración de los gases, la inducción es relativamente lenta, y puede haber fugas del vapor hacia la sala.⁽⁶⁾

Anestésicos inhalados que han sido usados en aves :

El **metoxiflurano** fue usado en aves con buenos resultados, pero la poca disponibilidad y el requerimiento de un vaporizador muy especializado, aunado al 50% de fármaco que se metaboliza fueron la causa de que se haya eliminado de la práctica aviar. También se acumula en los depósitos grasos y se elimina lentamente después de la recuperación. ^(19, 49)

Además se asocia a una inducción y recuperación prolongada, pudiendo causar daño renal y hepática debido a su metabolismo. Esto también afectó al equipo humano que trabajaba en

el quirófano, por lo que se hacía indispensable un sistema eliminador de gases. Aunque tenía la ventaja de no sensibilizar al miocardio ante las catecolaminas.^(56, 66)

Bonath (1972) realizó investigaciones al respecto en buitres y otras aves, usando agentes inhalados, evaluando varios parámetros.⁽²¹⁾

La anestesia inhalada es preferible sobre la fija, puesto que los fármacos inyectables varían según la especie y cada animal, además es más difícil ajustar la dosis en los anestésicos inyectables.⁽⁵⁷⁾

La ventilación espontánea en las aves sedadas o anestesiadas no es muy efectiva, siendo menos dependiente del CO₂ a diferencia de los mamíferos, por lo que es recomendable realizar intubación traqueal y posteriormente ventilación asistida para procedimientos que puedan ser prolongados, aunque la anestesia inhalada puede ser complicada debido a la presencia de sacos aéreos. Los sacos aéreos se encuentran conectados a los pulmones, por lo que se deberá tener cuidado con la dosificación, pues los anestésicos inhalados tienden a acumularse en los sacos aéreos, con la consecuente sobredosificación. La profundidad anestésica puede ser difícil controlarla puesto que los reflejos no siguen un patrón normal.
(8, 21, 29, 67)

Debido a que los pulmones se encuentran conectados con los sacos aéreos y la fisiología aviar, aproximadamente el 50% de los anestésicos inhalados llegan primero a los sacos aéreos posteriores antes de cualquier intercambio gaseoso, para después pasar a los pulmones y después a los sacos aéreos anteriores, para finalmente ser exhalados. A causa del eficiente intercambio gaseoso que se lleva a cabo en los pulmones de las aves los anestésicos volátiles pueden alcanzar concentraciones peligrosas en plasma fácilmente.⁽¹⁹⁾

Halotano.

Fue introducido en 1956, siendo el primer anestésico inhalado moderno. Es un hidrocarburo saturadoalifático y halogenado, 2-bromo-2-cloro-1,1,1-trifluoroetano. Líquido volátil a temperatura ambiente. Este fármaco es un producto fotosensible por lo que debe contenerse en envases color ámbar y adicionado con timol como conservador. Su punto de ebullición es de 50.2°C, es soluble en caucho por lo que se puede acumular en el equipo de administración anestésica.

Farmacocinética. Tiene un coeficiente de partición sangre-gas relativamente alto así como un coeficiente de partición sangre-grasas alto, por lo que la inducción es lenta, se acumula en grasa y otros tejidos. Del 60 al 80% del fármaco fijado por el cuerpo es eliminado sin cambios en las primeras 24 horas por los pulmones.^(1, 6, 37, 47)

Otra cantidad se biotransforma en el hígado mediante enzimas del citocromo P450 del retículo endoplasmático de los hepatocitos, produciendo un metabolito llamado ácido trifluoroacético que se forma al eliminar iones bromo y cloro. Un producto intermedio del metabolismo del halotano llamado trifluoroacetilclorida puede trifluoroacetilar varias proteínas hepáticas. Entonces el organismo puede presentar una reacción inmune a estas proteínas alteradas lo que provoca los raros casos de necrosis fulminante por halotano.^(11, 37)

Aunque no existen pruebas evidentes de hepatotoxicidad en animales, se recomienda utilizar agentes inhalados alternativos en pacientes con hepatopatías.⁽⁵⁷⁾

Efectos cardiovasculares. Induce una reducción de la presión arterial debido a una disminución en el gasto cardíaco. Inhibe la autorregulación de los flujos sanguíneos renal,

esplénico y encefálico. Dilatando de manera directa los lechos vasculares de la piel y del encéfalo, lo que se traduce en un incremento del flujo sanguíneo cerebral y cutáneo; provoca relajación del músculo liso vascular. Sensibiliza al miocardio ante las catecolaminas causando arritmia cardíaca que podría comprometer la vida del paciente, pero afortunadamente se le ha incorporado un enlace éter a la molécula lo que ha reducido la incidencia de arritmias.^(11, 36)

Efectos en sistema respiratorio. La respiración bajo el efecto de este fármaco se hace autónoma, rápida y superficial, lo que causa una disminución de la ventilación alveolar, incrementándose la presión de CO₂ arterial, pero este aumento no activa el mecanismo compensatorio de la ventilación, pues el halotano lo impide al ocasionar depresión de los quimiorreceptores centrales. También es un broncodilatador debido a que causa relajación del músculo liso. No irrita las vías respiratorias.

Efectos en sistema nervioso (SN). Produce una depresión directa del SNC, dependiendo de la dosis. Causa una dilatación cerebral incrementando el flujo sanguíneo cerebral, lo que puede aumentar la presión intracraneal. El halotano deprime los centros nerviosos del vómito, tusígeno, respiratorio, vasomotor y termorregulador.

Efectos en músculo. Causa ligera relajación del músculo estriado.

Efectos en riñón. La filtración glomerular puede bajar hasta un 50% debido a una disminución del flujo renal, pero no se conoce ningún efecto nefrotóxico.^(37, 47)

Este fármaco fue usado por muchos años como el agente de elección en cirugía aviar y de mamíferos silvestres. Debe ser usado con cuidado en aves pues causa una reducción de la

presión sanguínea en los pacientes, también causa una caída de la frecuencia respiratoria, cardíaca y temperatura corporal.⁽²¹⁾ Por ello Lawton (1996) y Manfred (1997) lo consideran inadecuado para las aves.^(9, 10,56)

Cuando se realiza la inducción con halotano puede hacerse con 3-4% durando hasta 10 minutos con un flujo de oxígeno de 0.5 a 2 litros por minuto, mientras que el mantenimiento se puede hacer con 1-2%, pero se corre el riesgo de un paro cardíaco y arresto respiratorio.^(19, 63) Durante la inducción se puede observar excitación en algunas aves.⁽⁹⁾

Se puede usar para mantener un estado anestésico del ave pero no es tan seguro como el isoflurano y la recuperación es más prolongada, de hasta 20 minutos, dependiendo de la duración del procedimiento.^(29, 56)

Este fármaco presenta el fenómeno de la redistribución desde los compartimientos corporales hasta la circulación, después de la inducción.⁽¹⁰⁾

Marley y Payne (1977) demostraron que cuando se usa halotano en las aves la presión de CO₂ gradualmente se incrementa durante los procedimientos anestésicos prolongados, aún cuando el ave respire aparentemente normal. Esto podría cuasar la muerte del ave si no se toman las medidas adecuadas. También se reporta el gran riesgo de sobredosis.⁽¹⁹⁾

Isoflurano.

Este anestésico se utilizó por primera vez en 1981 en el hombre, pero al parecer actualmente es el agente más usado en perros, gatos, caballos y aves. Siendo el fármaco de elección en situaciones críticas, que involucren animales silvestres especialmente aves.⁽¹⁾

Su fórmula es cloro-2,2,2,-trifluoroetil difluorometil éter. Líquido volátil a temperatura ambiente, no explosivo. Debido a sus características físicas similares al halotano puede ser administrado mediante un vaporizador de halotano, por que tiene una presión de vapor similar (239.5 mmHg para el isoflurano y 244.1 mmHg para el halotano), aunque es preferible que cada fármaco se use en vaporizadores especiales. Tiene un olor agradable. Tiene un coeficiente de partición sangre-gas mucho más bajo que el halotano, por lo que la inducción se hace mucho más rápida, además se pueden hacer cambios en la profundidad mucho más rápidamente en comparación con halotano y con enflurano. Más del 99% de isoflurano inhalado se elimina sin cambios por los pulmones y casi el 0.2% del fármaco absorbido se metaboliza por la vía oxidativa del citocromo P450, sus productos metabólicos son el flúor inorgánico y el ácido trifluoroacético, estos pueden causar toxicidad renal o hepática. Pero al parecer este fármaco no es teratógeno o carcinógeno.^(1, 10, 37, 47, 60)

Efectos cardiovasculares. Disminuye la presión arterial, pero el ritmo cardiaco se conserva bien, aunque pudiera causar depresión del corazón dependiendo de la concentración. Ocasiona vasodilatación en casi todos los órganos, siendo potente vasodilatador coronario e inducir una disminución en el consumo de O₂ en miocardio. Se considera que el isoflurano es el agente que tiene menos efectos adversos sobre el corazón y otros sistemas vitales.⁽⁵⁷⁾

Efectos en sistema respiratorio. Disminuye la frecuencia respiratoria, incrementando la presión de CO₂, es eficaz broncodilatador pero también es irritante de las vías respiratorias⁽³⁷⁾, aunque F.J.Carmichael menciona que no es irritante.

Efectos en SN. Es un depresor general del SNC. Dilata la vasculatura cerebral lo que causa un incremento del flujo sanguíneo cerebral, pero no tanto como el halotano. Tiene propiedades analgésicas leves. Manifiesta efectos antiepilépticos.

Efectos en músculo. Produce algo de relajación del músculo estriado. También potencializa algunos relajantes musculares. En el caso de las aves causa una relajación muscular excelente. Siendo de gran utilidad en aves de presa como los cóndores.⁽⁶⁷⁾

Efectos en riñón. Reduce el flujo sanguíneo renal y la filtración glomerular, lo que provoca una disminución de la orina producida.

El agente fue usado por Fitzgerald y Blais (1993) en aves rapaces, haciendo de la práctica anestésica aviar un procedimiento más seguro. En la actualidad es el anestésico de primera elección para aves debido a la seguridad, rápida inducción y rápida recuperación, siendo el mejor para procedimientos prolongados, pero en muchos lugares no está disponible. Gran parte de la seguridad de este fármaco es ofrecida por su bajo coeficiente de partición de gas en sangre que es de 1.4 a 37 °C, este fenómeno es lo que causa una rápida inducción y una rápida recuperación. La seguridad de este fármaco en la medicina aviar pone a otros agentes anestésicos como de segunda elección. Se han reportado pocas muertes anestésicas en aves con este fármaco.^(9, 21, 32, 50, 65, 73, 79)

Este fármaco tiene muy buenos resultados administrado mediante mascarilla. En aves rapaces proporciona una inducción suave y rápida a dosis de 4-5% con un flujo de oxígeno de 1 litro por minuto y una concentración de mantenimiento de 2-3%. Es menos soluble en sangre resultando en un rápido periodo de inducción y recuperación. Causa buena relajación

muscular. Sin embargo se han registrado arritmias y depresión cardiaca en águilas calvas, además se ha reportado un incremento en la temperatura corporal en el 0.5 % de halcones anestesiados con este fármaco. Otras aves han mostrado apnea y alteraciones hemorrágicas. La recuperación suele ser rápida y sin excitación involuntaria. En las aves la excreción es independiente del hígado y riñón. ^(1, 13, 21, 29, 54, 67)

Enflurano.

Se sintetizó en 1963 y en ese mismo año se comenzó a utilizar en los humanos.⁽¹⁾ Su fórmula es 2-cloro-1,1,2-trifluoroetil difluoroetil éter. Es un líquido incoloro claro cuyo olor es suave y dulce. No es explosivo.

Tiene un coeficiente de partición sangre-gas relativamente alto, por lo que la inducción y la recuperación son lentas. Se metaboliza en hígado por el citocromo P450 hasta en un 8% del fármaco absorbido, pero F.J.Carmichael reporta tan solo el 2%. Produciendo ácido difluoroacético y ácido clorofluoroacético.^(1, 11, 60, 83) Puede ser causante de convulsiones de corta duración.

Efectos cardiacos. Provoca disminución de la presión arterial, con hipotensión, mucho más marcada que con el halotano y el isoflurano, ocasionado por una disminución en el gasto cardiaco.

Efectos en el sistema respiratorio. Ventilación rápida y superficial. Causa broncodilatación

Efectos en sistema nervioso. Vasodilatador cerebral, pudiendo aumentar la presión intracraneal. Puede provocar excitación a dosis altas.

Efectos sobre músculo. Causa una importante relajación de músculo estriado. Relaja el músculo liso uterino.

Efectos renales. Reduce el flujo sanguíneo renal y la filtración glomerular.

Este fármaco no ha encontrado una gran aceptación en anestesia veterinaria.⁽⁵⁷⁾

Desflurano.

Este fármaco se utiliza en la anestesia humana desde los inicios de 1990.⁽⁶⁷⁾

Es un difluorometil 1-fluoro-2,2,2-trifluorometil éter. Es un líquido muy volátil a temperatura ambiente.

Es un agente inhalado con el coeficiente de solubilidad más bajo de los usados en veterinaria.⁽⁵⁷⁾

No es muy soluble en grasa ni en otros tejidos corporales y es poco soluble en sangre, por lo que causa una rápida inducción y recuperación. Más del 99% del gas absorbido se elimina sin cambios por los pulmones, este fármaco es resistente a la biodegradación, siendo su transformación de apenas 0.02%. Es irritante para las vías respiratorias, por tener un olor picante, lo que prácticamente lo ha descontinuado de la anestesia inhalada, sin mencionar su elevado costo. Causa un incremento de la frecuencia respiratoria y una reducción del volumen pulmonar. Disminuye la resistencia vascular cerebral y el consumo metabólico encefálico de oxígeno. Causa relajación del músculo estriado. A nivel renal puede provocar una disminución del flujo sanguíneo renal y de la tasa de filtración glomerular.^(1,37, 47, 67)

Siendo además menos potente que otros anestésicos inhalados contemporáneos.⁽¹¹⁾

Sevoflurano.

Es un anestésico de reciente incorporación a la práctica farmacológica veterinaria, se sintetizó en los años 70'.⁽¹¹⁾

Químicamente es un Fluorometil 2,2,2,-trifluoro-1[Trifluorometil] etil éter. Siendo un líquido volátil claro, incoloro a temperatura ambiente. No es inflamable ni explosivo. Se usó por primera vez para anestesia en humanos en 1971.

Tiene una baja solubilidad en sangre y en otros tejidos por lo que causa una rápida inducción, cambios rápidos en la profundidad de la anestesia y rápida recuperación de la anestesia cuando se suspende la administración. Casi el 3% del sevoflurano absorbido se biotransforma, metabolizándose en el hígado por el citocromo P450, originando un metabolito llamado hexafluoroisopropanol y también se produce fluoruro inorgánico. Este fármaco reacciona con el hidróxido de potasio o con el hidróxido de sodio de la cal sodada formándose un compuesto denominado "compuesto A" que puede provocar una lesión de los túbulos renales en las ratas, por lo que no se recomienda su uso en pacientes con problemas renales.^(1, 5, 18, 37, 47, 57, 68, 83)

Efectos cardiovasculares. Causa una reducción en la presión arterial, debido a una vasodilatación. No origina taquicardia, ni sensibiliza al miocardio ante las catecolaminas.

Efectos en sistema respiratorio. Ocasiona una reducción del volumen pulmonar, e incrementa la frecuencia respiratoria. No irrita las vías respiratorias y es broncodilatador potente.

Efectos en sistema nervioso. Causa una depresión del SNC dependiente de la dosis. Dilata la vasculatura cerebral lo que causa un incremento del flujo sanguíneo cerebral.

Efectos en músculo. Induce relajación del músculo estriado.

Efectos en riñón. Al parecer el compuesto A es potencialmente nefrotóxico.⁽³⁷⁾

El sevoflurano ha sido poco usado en las aves, pero resultados preliminares de algunos estudios en pericos y rapaces, indican que este fármaco es un agente de elección en aves. Se ha usado con excelentes resultados a una dosis de 5% durante la inducción y una dosis de mantenimiento de 3-4 %.^(21, 36, 54, 63)

Óxido nitroso.

Es un gas incoloro e inodoro a temperatura ambiente, no es irritante, su punto de ebullición es de $-89\text{ }^{\circ}\text{C}$. Soporta la combustión tanto como el O_2 . Es muy insoluble en sangre y otros tejidos. La rápida captación del óxido nitroso desde el gas alveolar permite concentrar los anestésicos halogenados proporcionados de manera concomitante; este efecto, (el efecto del segundo gas) acelera la inducción de la anestesia. Por lo que se utiliza más bien como gas de transporte en combinación con el O_2 . En esta combinación de gases el porcentaje de oxígeno no debe ser inferior al 33%. Tras terminar con la administración de óxido nitroso puede difundirse desde la sangre a los alvéolos, con dilución de O_2 en los pulmones, lo que causa hipoxia por difusión. El 99.9% es eliminado sin cambios, pero el porcentaje metabolizado se combina con la vitamina B_{12} para oxidarla (oxida el cobalto de la vitamina B_{12}) o desactivarla en las bacterias intestinales. La metionina sintetasa, enzima dependiente de la vitamina B_{12} , se inactiva después de la administración prolongada del gas. Este fenómeno pudiera ocasionar anemia, leucopenia o trombocitopenia, por interferir en la producción celular de la médula ósea, al interferir consecuentemente en la producción de ADN.^(6, 11, 80, 83)

Tiene escaso efecto anestésico, pero causa analgesia significativa y sedación, aún a concentraciones muy bajas. No puede administrarse a concentraciones superiores a 70%. Este fármaco reduce de manera sustancial los requerimientos de los anestésicos inhalados. El problema de este fármaco es que se acumula en cualquier cavidad corporal que contenga aire, lo que incrementa la presión en estas cavidades. Esto es debido a su bajo coeficiente de solubilidad. Nunca se deberá usar en un sistema cerrado.

Efectos cardiacos. Casi nunca se observan efectos depresores de la función cardiaca.

Efectos en sistema respiratorio. Causa incrementos moderados de la frecuencia respiratoria. Puede incrementar la depresión respiratoria inducida por otros depresores. Puede causar "hipoxia por difusión" cuando las moléculas de oxígeno que ocupan los alvéolos se ven desplazadas por la gran cantidad de moléculas de óxido nitroso que están abandonando el organismo.⁽⁵⁷⁾

Efectos en sistema nervioso. Es un depresor muy débil del SNC, incapaz de causar anestesia general por si solo. Incrementa el flujo cerebral cuando se administra solo, e incrementando la presión intracraneal.^(37, 47)

En animales tiene la mitad de la potencia manifestada en los humanos por lo que su uso veterinario esta en controversia.⁽¹¹⁾ En el caso de los pelícanos que poseen bolsas de aire subcutáneas no comunicadas con el sistema respiratorio puede ser causa de enfisema subcutáneo.⁽⁶⁶⁾

En las aves se puede usar con halotano a un 50% de óxido nitroso pero se corre el riesgo de causar hipoxia. Se deberá suspender su administración 10 minutos antes de concluir el procedimiento anestésico. Steiner (1995) menciona que el halotano en combinación con el

**ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA**

óxido nitroso causa una inducción más suave y recuperación más rápida que con halotano solo.^(19, 78)

Este gas usado junto con los agentes anestésicos y O₂ en aves prolonga el tiempo de recuperación.⁽²¹⁾

8.-APARATOS DE ANESTESIA INHALADA.

Para la administración de los diferentes gases anestésicos se hace necesario el uso de un equipo especializado que permita dosificar cada gas de acuerdo a las necesidades del paciente. Los circuitos anestésicos son muy variados y cada uno tiene su utilidad, por lo que antes de elegir uno para nuestro paciente debemos estar concientes de lo que nos ofrece cada equipo anestésico.

El equipo de anestesia debe cumplir con diferentes funciones:

- 1.- Suministrar oxígeno a un caudal controlado.
- 2.- Vaporizar una concentración designada como líquido anestésico, mezclado con oxígeno.
- 3.- Administrar esta mezcla al paciente.
- 4.- Retirar los gases espirados por el paciente y dirigirlos hacia el sistema de eliminación o recircularlos hacia el paciente.

Un equipo de anestesia se define como el conjunto de elementos que conectados entre sí, permiten enviar una mezcla de O_2 y vapor anestésico al paciente, cuyas funciones básicas son almacén de O_2 , de anestésico, la mezcla de gases y conducir la mezcla hacia el paciente. Para que el equipo pueda realizar estas funciones tiene los siguientes elementos:

Tanques de gas. En estos contenedores se encuentra alojado el oxígeno que acarrea el anestésico hacia el paciente. Manteniendo el O_2 a 200 atmósferas de presión. Se comercializa en tanques al igual que oxido nitroso y el ciclopropano. El oxido nitroso se comercializa a 75 atmósferas de presión, encontrándose un 90% en forma líquida y 10% en gas. El tanque de gas tiene una válvula de salida, donde se controla la cantidad que sale.

Esta válvula conduce el gas hacia el manómetro que indica la presión de salida del gas. Este se traslada hasta la maquina de anestesia, pasa por una válvula de reducción de presión, llamado regulador de presión. Tras su paso por este último instrumento el gas es medido por el caudalímetro, que permite fijar el caudal del gas y se mide en litros por minuto, lo que indica la cantidad de oxígeno u óxido nitroso que se administra al paciente. Posteriormente el oxígeno es conducido al vaporizador cuya función es la conversión de un líquido anestésico a estado gaseoso, adicionando una cantidad controlada de anestésico al gas portador, ambos se encuentran circulando en la máquina. El oxígeno y los otros gases circulan en la maquina de anestesia mediante el circuito respiratorio, que es el sistema que transporta el gas anestésico y el oxígeno desde el vaporizador hacia el paciente y también conduce los gases espirados por el animal. Dentro de este circuito existen unas válvulas unidireccionales cuya función es permitir el paso de los gases en una sola dirección. Antes de que la mezcla de gases pase al paciente entra a una bolsa inflable denominada bolsa de reserva, en ella nos podemos apoyar para dar ventilación manual a un paciente y podemos ver reflejada la respiración espontánea del paciente, cuando se expande y se contrae. La bolsa de reserva debe tener un volumen mínimo de 60 ml/kg del peso del paciente, es un dato de suma importancia pues para el paciente será más fácil respirar gas contenido en la bolsa de reserva que confiar únicamente en un flujo continuo de gas procedente de un tubo. En las aves rapaces es importante asistir la respiración ventilando 2 veces por minuto ya que no toleran la apnea y si se presenta la apnea se deberá ventilar hasta 15 veces por minuto.⁽⁵⁷⁾ El flujo de gas recomendado debe ser de por lo menos tres veces el volumen normal por minuto es decir 3ml/g de ave. En casi todas las maquinas es común encontrar una válvula de sobrecarga muy cercana a la bolsa de reserva, esta válvula tienen la función de liberar presión, cuando los gases residuales salen del circuito anestésico por esta válvula. Con ello se previene la creación de una presión excesiva, pues si no se mantiene un volumen óptimo

dentro del circuito la respiración será muy difícil para el paciente, lo que potencialmente puede ocasionar la muerte de nuestro paciente.^(10,73)

Los métodos de administración de los anestésicos inhalados son variados y dependen principalmente de la tecnología con la que cuente el anestesista. Existen diferentes equipos de anestesia inhalada las de un circuito y vaporizador, hasta las que tienen monitores para las constantes fisiológicas del paciente. Pero en general los métodos de administración se clasifican en abierto, semiabierto, cerrado y semicerrado.

1.-Abierto. Este método no permite la reinhalación de los gases espirados, por lo que todos se van al ambiente. Generalmente carecen de bolsa reservorio. Fue creado por Simpson en 1847 para la administración de cloroformo, usando un pañuelo doblado sobre la nariz, más tarde se uso la mascarilla de Schimmelbusch, la que tenia encima un pañuelo con el fármaco. Actualmente se usan circuitos provistos de válvulas que ofrecen poca resistencia al paso de los gases en una sola dirección. En este sistema no hay recirculación, o solo una pequeña proporción de gas retorna al paciente. Para este sistema el contenedor de cal sodada y las válvulas unidireccionales de aleteo son dispensables. Para este sistema de anestesia se hace muy conveniente una mascarilla para la administración de los gases, los cuales pueden ser eliminados al pasar por los bordes de la mascarilla, para lo cual se requiere una velocidad de administración alta, pues si no desplazan los gases de la mascarilla se puede reinhalan los gases espirados, lo que puede causar una reducción en la profundidad anestésica.^(57, 63, 29)

2.-Semiabiertos. En estos circuitos existe nula o muy ligera reinhalación del aire espirado. Tienen la ventaja de poseer bolsa reservorio y dispositivo de sobrepresión. Estos circuitos se

pueden usar en animales de 10 kg de peso. El espacio mecánico muerto es reducido, con lo que el paciente realiza un mínimo esfuerzo respiratorio, además es eficaz la eliminación de CO_2 , también se pueden hacer cambios rápidos en la concentración del anestésico. Sin embargo con este sistema hay una pérdida de calor y humedad. Este sistema puede ser usado en animales de casi todos los tamaños al adaptar bolsas de diferente tamaño, con lo que además se puede tener control directo de la respiración.^(57, 63, 69)

3.-Semicerrado. En este método parte de los gases son reinhalados y la otra parte es expulsada al ambiente cuando la válvula de sobrecarga permite la salida de una pequeña cantidad de gas además tiene bolsa reservorio.^(57, 63) Cuando a estos circuitos se les cierra la válvula de exhalación se modifica a un sistema cerrado. Estos circuitos no se recomiendan para pacientes con un peso menor a los 7 kg.^(29, 63)

4.-Cerrado. Este produce una reinhalación total de los gases espirados, fue ideado por Snow en 1950. Consiste en que los gases exhalados pueden ser reinhalados si se retiene el CO_2 y se aporta suficiente O_2 para satisfacer las necesidades metabólicas. El CO_2 es capturado en el cánister (figura 4). Dentro de este sistema se puede incrementar la temperatura hasta los 42 °C. Algunos autores mencionan que el paciente puede inhalar polvos de la cal sodada. En este tipo de circuitos no deberá usarse el óxido nitroso. Por estas razones son poco usados.^(57, 63, 67) Un circuito cerrado no debe ser usado para anestesiarse un paciente aviar, pues las aves no tienen la capacidad ventilatoria para abatir las válvulas.⁽⁷³⁾

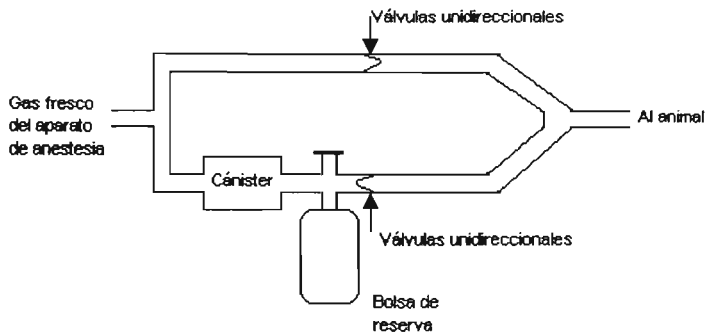


Figura 4. Circuito cerrado.

Circuito pieza en T. Fue descrito por primera vez por Ayre en 1956, pretendía ser un circuito de baja resistencia y poco espacio muerto. Este consiste en un tubo en el que se introduce la mezcla de gases, y a este tubo que sirve como brazo principal se le coloca un tubo endotraqueal en un extremo, el cual administrara el gas al paciente. Otro tramo de tubo se conecta a la unión del tubo endotraqueal y al tubo principal, cuya función será proporcionar un pequeño deposito para los gases anestésicos, permitiendo así una fácil respiración. Este mismo tubo de reserva sirve para la eliminación de gases espirados. ^(29, 67)

Esta pieza en T resulta ideal para la anestesia de pequeñas aves que no pueden mover las válvulas del circuito y que no pueden desplazar fácilmente los gases que se encuentran en el espacio mecánico muerto (figura 5). ⁽⁹⁾

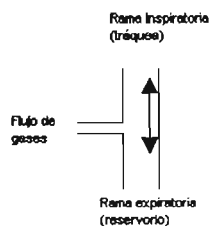


Figura 5. Pieza en T.

El equipo básico de anestesia aviar esta compuesto por un vaporizador, una fuente de gas (oxigeno) y una mascarilla, interconectados.⁽¹⁰⁾

La elección del sistema se basa en diferentes factores como:

a)Tamaño del paciente. Los sistemas abiertos son muy útiles para anestesiarse pacientes con un peso inferior a los 2 kg, debido a que estos pacientes pueden tener problemas para realizar una inspiración con suficiente fuerza para desplazar los gases del circuito y las válvulas unidireccionales. Otros autores recomiendan usar equipos de no reinspiración para aves menores a 10 kg, además de minimizar el espacio muerto y la resistencia respiratoria.^(63, 66)

b)Comodidad. Los sistemas abiertos son menos pesados que la pieza en " T " y los tubos de un sistema cerrado.

c)Costo. Los sistemas cerrados son mas económicos que los abiertos, al permitir el reciclado del anestésico y del oxígeno.

d)Control sobre el anestésico administrado. La velocidad con la que se puede modificar la profundidad depende del sistema utilizado. Pues un sistema abierto permite una rotación rápida de gases. Además se puede modificar el porcentaje utilizado, por el anestesista y se provoca una rápida modificación de la concentración de un anestésico en un sistema abierto.

Los sistemas abiertos están asociados a una pérdida de calor y agua del paciente.

La mezcla de gases espirados por el paciente contiene una cantidad de CO₂ que debe ser absorbido para permitir una recirculación del gas exenta de CO₂ para evitar la hipercapnia,

con este fin al circuito anestésico se le agrego el cánister que es un contenedor que aloja cal sodada o cal de hidróxido de bario, donde ese fija el CO_2 . Pero la cal sodada no tiene una vida útil indefinida, pues se satura en algún momento, que dependerá de la cantidad de CO_2 fijado. Afortunadamente el producto contiene un indicador de pH donde se da un cambio en el color de los gránulos cuando ya se encuentran saturados, y endurecen cuando su vida útil ha concluido. Esto indica que deberán cambiarse para no provocar una hipercapnia.^(37, 57, 63, 67)

Sobre el contenedor de cal sodada generalmente todas las maquinas tienen un manómetro que muestra la presión de los gases en el interior del sistema anestésico, también refleja la presión del gas en las vías respiratorias del paciente.

Para cuando se presenta alguna contingencia como la hipercapnia las maquinas anestésicas cuentan con una válvula de oxígeno llamada "flush de oxígeno" que permite la entrada de oxígeno sin pasar por el caudalímetro ni por el vaporizador a un caudal de 35 a 75 litros por minuto.

Las válvulas unidireccionales inspiratoria y espiratoria promueven el flujo unidireccional de gases dentro del circuito. El funcionamiento de las mismas es esencial, pues si no funcionan correctamente pueden incrementar el espacio muerto, permitir la circulación del CO_2 o incrementar la resistencia a la ventilación.⁽⁶⁷⁾

Vaporizador. La función de este aparato es la de añadir anestésico al gas portador, siendo una cantidad precisa y controlada por el anestesista, esto se consigue graduando en porcentajes su concentración (hasta un 8%). Esto anteriormente no se podía controlar pues los primeros vaporizadores eran denominados simples donde se podía aplicar cualquier anestésico pero sin control preciso de la concentración anestésica, con lo que pudiera haber

sobredosis del fármaco. Los factores que influyen en el funcionamiento de los vaporizadores son la temperatura y el caudal de gas portador, pero afortunadamente los nuevos vaporizadores de precisión están compensados para que no afecten estos factores en la liberación del anestésico. Gracias a ello es difícil superar la concentración alveolar mínima. En la actualidad los vaporizadores se encuentran fuera del circuito anestésico, son usados para un solo fármaco anestésico y pueden intercambiarse en el circuito anestésico.^(37, 57, 63, 67)

Para conducir la mezcla de gases desde la máquina anestésica hasta el paciente se requiere usar unos tubos corrugados y flexibles denominados "tráqueas", pero estas ondulaciones favorecen la acumulación de agua, y favoreciendo la contaminación además dificultan la limpieza. Estos tubos terminan en una pieza en "Y" para poder conectarlo al tubo endotraqueal, mascarilla o a la cámara anestésica.⁽⁶³⁾



Figura 6. Máquina anestésica.

Mascarillas

Las mascarillas fabricadas para uso veterinario tienen forma de cono, siendo adecuadas para ovejas, perros, cerdos, gatos y conejos pero no para aves. Estas mascarillas deben ser

transparentes además de ajustarse perfectamente alrededor de la boca y nariz para las especies antes mencionadas y de manera similar en el caso de las aves, pero a su vez deben reducir el espacio muerto cuando se trate de aves. También pueden ser fabricadas con jeringas o envases de plástico transparentes. Para evitar la fuga de gas el espacio por donde se mete la cabeza del ave puede ser recubierto con una membrana plástica y posteriormente esta membrana será cortada en forma de X para permitir la entrada de la cabeza del ave. Las mascarillas deberán ser eliminadas después de cada uso para prevenir infecciones iatrogénicas entre pacientes.^(29, 56, 67, 73) Pueden ser usadas para la oxigenación previa a la inducción, para la inducción e incluso para el mantenimiento, aunque se deberá tener en cuenta las desventajas que ello implica.^(29, 67) Tienen la desventaja de que impiden procedimientos médicos en la cabeza, cuello y cavidad oral.⁽⁷³⁾ Se recomienda usarlas en aves pequeñas menores de 300 g.⁽¹⁹⁾

Cámaras anestésicas.

Este consiste en un contenedor de cristal o de plástico transparente donde es colocada el ave para realizar la inducción anestésica. Anteriormente solo se colocaba una gasa con el anestésico, pero este método tiene los inconvenientes de que se ignora cual es el porcentaje de anestésico liberado, pudiendo causar la muerte del ave; además de que el paciente puede entrar en contacto directo con el fármaco. Por lo que en la actualidad estas cámaras anestésicas se han adaptado como apéndices de las máquinas anestésicas, con lo que se puede controlar el porcentaje de anestésico usado para el paciente, así mismo se puede adicionar O₂ para mayor seguridad del mismo. De esta forma el gas residual puede ser eliminado de la habitación sin ser liberado en el área de trabajo. Debido a que el gas anestésico es más denso que el aire, este debe ser administrado por la parte baja de la cámara, mientras que su eliminación debe ser por la parte alta. Las cámaras anestésicas

pueden ser tan simples como una caja y una bolsa plástica transparente alrededor de la caja, en la cual se “vierte” el agente anestésico. O bien cámaras especialmente diseñadas para este fin. Las cámaras anestésicas tienen el inconveniente del gran costo, además de que el monitoreo del paciente se hace difícil y la intubación es más tardada en comparación con el uso de mascarillas.^(19, 29 , 67, 73)

Se puede utilizar en aves muy estresadas que no permiten la colocación de la mascarilla. Las aves tienden a no estresarse en las cámaras, especialmente si se utiliza isoflurano.⁽⁷³⁾

En el caso de los halcones usados en cetrería se puede usar una cámara de inducción vertical, con el animal en posición erguida y encapuchado, con lo que generalmente no se excitan, ni se requiere sujeción, posteriormente se puede usar mascarilla o intubarlo.⁽⁶⁷⁾

Intubación endotraqueal.

El tubo endotraqueal se usa para mantener la vía aérea permeable, además sirve para administrar el anestésico al paciente desde la máquina anestésica.

La intubación endotraqueal permite una mejor administración del gas anestésico en comparación a que si se utiliza una mascarilla, además mejora el rendimiento global de la respiración al reducir el espacio muerto, permite realizar una ventilación asistida en casos de emergencia, reduce el riesgo de aspiración de vómito, sangre, o cualquier sustancia cuando están adicionados de un circuito que proporciona pneumotaponamiento, el cual sella el espacio entre la pared del tubo y la tráquea. Existen en el mercado tubos con manguito de gran volumen y baja presión, cuya ventaja es que no comprometen la circulación de la mucosa endotraqueal. Este dispositivo puede inflarse con jeringa. Desafortunadamente la mayoría de los tubos disponibles en el mercados son demasiado largos y de diámetro grande como para ser usado en la mayoría de aves, por lo que generalmente son recortados cuando .

su uso lo permite. Para los procedimientos ortopédicos en las aves es recomendable intubar al ave y dar ventilación asistida.^(57, 63, 67)

En las aves al abrir el pico se consigue ver la entrada de la traquea, tras la lengua. La intubación se facilita jalando la lengua hacia fuera. Antes de introducir la sonda endotraqueal, esta deberá ser humedecida o lubricada para facilitar su colocación.⁽⁷⁶⁾ Para aves grandes se podrán utilizar tubos pediátricos, pero para las pequeñas es necesario adaptar catéteres intravenosos o urinarios, recortados hasta una longitud adecuada. Debido a la gran diferencia entre las especies aviares es recomendable contar con una amplia gama de tubos. Las cánulas urinarias y catéteres intravenosos usados para este fin podrán ser conectados al equipo anestésico mediante una jeringa de 3ml. Deberán usarse tubos sin pneumotaponamiento pues poseen anillos traqueales completos con menor elasticidad que los mamíferos, además así se evita necrosis por presión de la mucosa traqueal.^(63, 66, 67) También es importante recordar que en algunas aves los anillos traqueales pueden osificarse, lo que implica realizar una intubación cuidadosa para no dañar esta estructura.⁽⁷³⁾ Es importante considerar la traqueitis secundaria, inducida por el tubo, que puede obstruir la traquea en pájaros menores a 100 g, por lo que Coles (1997) recomienda su uso en aves mayores a los 300 g de peso.⁽⁶³⁾

Para hacer la elección del equipo anestésico a usar se deberá tener muy en cuenta la anatomía y fisiología del tracto respiratorio aviar, además de la biología de la especie que se esta tratando. El mejor circuito para las aves es el abierto, con la pieza en "T de Ayre", debido a que esos circuitos facilitan la respiración de las aves. Sin embargo también se deberá tener en cuenta que en la actualidad existen maquinas de anestesia inhalada y equipo relacionado especialmente diseñados para animales de laboratorio. Estas máquinas

tienen la ventaja de que eliminan mucho espacio muerto y generalmente están adaptadas para capacidades respiratorias pequeñas, debido al tamaño de estos animales. Por lo que no es necesario hacerles tantas adaptaciones como al equipo usado en la anestesia para humanos.⁽⁷³⁾

9.-RIESGOS LABORALES DEL USO DE ANESTÉSICOS

INHALADOS

El termino gas anestésico residual se refiere a los vapores de óxido nitroso, halotano, sevoflurano, isoflurano y demás agentes anestésicos inhalados que exhala el paciente o que se escapan de la maquina anestésica.

Todo el personal que labora en quirófanos o donde se recuperan los animales de la anestesia inhalada respiran estos gases accidentalmente. Debido a esto en 1967 se realizó la primera investigación acerca del gas residual y su impacto en el personal expuesto. En general los estudios realizados desde ese momento hasta la fecha indican que los trabajadores expuestos al gas residual se encuentran propensos a padecer problemas a corto y a largo plazo. Dentro de los padecimientos a corto plazo se encuentra la fatiga, dolor de cabeza, somnolencia, depresión e irritabilidad. Estos problemas normalmente desaparecen cuando el afectado abandona el lugar donde se encuentran los gases residuales.

Los problemas a largo plazo observados hasta el momento son alteraciones reproductivas, lesiones hepáticas y renales, así como una disfunción crónica del sistema nervioso. Aunque no se conoce el mecanismo de toxicidad de los gases residuales, se cree que es debido a la acción de sus metabolitos tóxicos generados por su degradación en el hígado y por su posterior excreción renal. Los metabolitos que causan las lesiones en los tejidos animales son iones inorgánicos de flúor, bromo, ácido oxálico, y radicales libres.

En su mayor porcentaje los anestésicos inhalados son eliminados rápidamente por vía respiratoria, sin embargo un pequeño porcentaje es metabolizado por el organismo. Esta

pequeña fracción es la causante de la toxicidad. Por lo que entre más rápido se elimine el fármaco por vía respiratoria menos problemas causara a largo plazo, siendo el isoflurano el fármaco que se metaboliza en menor porcentaje. Esta característica es lo que hace al anestésico más seguro, para el bienestar del personal.

El anestesista que inhala gas anestésico residual puede retener el gas o sus metabolitos durante un tiempo considerable, en el caso de haber administrado halotano, el anestesista puede presentar trazas de halotano hasta 64 horas después de haberlo usado.

Dentro de los problemas reproductivos que atañen al personal de quirófano se encuentra el aborto espontáneo, que se hace hasta 2 veces superior al de la población general. Las esposas no expuestas del personal masculino del quirófano presentaron un mayor índice de aborto. Por otra parte otro estudio menciona que el 12% de los anestesistas activos son estériles en comparación con el 6% de los anestesistas inactivos. También se ha demostrado un mayor porcentaje de anomalías congénitas en la descendencia de las mujeres que trabajan con estos fármacos. Los problemas reproductivos han sido asociados a la exposición al óxido nitroso. Es importante recordar que el carbón activo no es un sistema funcional para la eliminación de óxido nitroso.^(57, 67)

En lo que respecta a los efectos oncogénicos muchos estudios en la década de los 70'S opinan que los gases residuales podrían causar mayor incidencia de determinado tipo de cáncer. Sin embargo en la actualidad se admite que ninguno de los gases anestésicos usados en la medicina veterinaria son carcinogénicos a la concentración usada en los hospitales veterinarios.

Dentro de los efectos hepáticos que se han estudiado se ha demostrado que el halotano es potencialmente hepatotóxico y en algunas personas puede causar una gran necrosis

hepática. Este problema se ha denominado "hepatitis por halotano". El riesgo para el personal de quirófano aumenta 1.6 veces para los varones y 1.5 veces para las mujeres.^(57, 67)

Esto se debe a que el 20% del halotano se biotransforma en el hígado mediante enzimas del citocromo P450 del retículo endoplasmático de los hepatocitos, produciendo un metabolito llamado ácido trifluoroacético que se forma al eliminar iones bromo y cloro. Un producto intermedio del metabolismo del halotano llamado trifluoroacetilclorido puede trifluoroacetilar varias proteínas hepáticas. Entonces el organismo puede presentar una reacción inmune a estas proteínas alteradas lo que causa los casos de necrosis fulminante por halotano.^(11, 37)

El personal que se encuentra expuesto a estos fármacos tiene una mayor incidencia de problemas renales. Las patologías renales en el personal de quirófano es de 1.2 a 1.4 mayor que en la población general. Sin embargo no se ha podido determinar que gas o mezcla de gases son los que causan este incremento en las patologías renales, asociadas a los gases residuales.

Debido a que estos fármacos actúan sobre las neuronas se ha investigado respecto a los efectos de estos gases en el sistema nervioso. Los estudios han demostrado que la exposición a los gases residuales produce una reducción del rendimiento en las habilidades motoras y de la memoria. Algunas personas además manifiestan debilidad muscular, sensaciones de hormigueo y entumecimiento. A largo plazo se relaciona con mioneuropatías, destrucción neuronal y dificultades en el aprendizaje.^(57, 67)

En lo que respecta a los efectos hemáticos algunos estudios indican que la exposición a óxido nítrico se encuentra asociada a alteraciones de la médula ósea. El 99.9% es eliminado

sin cambios, pero el porcentaje metabolizado se combina con la vitamina B₁₂ para oxidarla (oxida el cobalto de la vitamina B₁₂) o desactivarlo en las bacterias intestinales. La metionina sintetasa, enzima dependiente de la vitamina B₁₂, se inactiva después de la administración prolongada del gas. Este fenómeno pudiera ocasionar anemia, leucopenia o trombocitopenia, por interferir en la producción celular de la médula ósea, al interferir consecuentemente en la replicación de ADN. Los anestésicos volátiles tienen efectos celulares, dentro de los que destaca la interferencia con la división celular en forma reversible. Esto puede ser debido a una reducción de la captación de oxígeno por las mitocondrias.^(5, 11, 57, 80)

En lo que respecta a decesos la mortalidad fue más alta en los anestesiólogos varones por afecciones malignas del tejido linfático y reticuloendotelial, además de incrementar los suicidios. Pero fue menor en lo que respecta a cáncer pulmonar y coronopatía. Pero al final de los estudios no se apoya la posibilidad de que las afecciones malignas fueran un peligro ocupacional para los anestesiólogos.⁽⁵⁾

A pesar de que los diferentes estudios concluyen en resultados contradictorios respecto a los gases anestésicos residuales, casi todas las autoridades coinciden en no recomendar la exposición a altos niveles de gases anestésicos residuales y en que deben implementarse controles para reducir la exposición. Sin embargo esto no ha sido totalmente regulado, ya que solo se cuenta con la norma oficial mexicana NOM-170-SSA1-1998, para la práctica de anestesiología, pero no especifica nada con respecto al control de los residuos anestésicos.^(57, 67)

Para minimizar la exposición a los gases anestésicos residuales se recomienda tomar medidas preventivas como:

a) Uso de un sistema de eliminación de gases. Consiste en una tubería unida a la válvula de sobrecarga, para el caso de un sistema abierto puede unirse al tubo de salida de la bolsa de reserva. La función de este sistema es coleccionar los gases residuales y conducirlos hasta fuera del edificio. Los tubos utilizados para este propósito deben ser de cualquier material impermeable al gas. Este sistema puede eliminar hasta un 94% de los gases anestésicos residuales. Los gases anestésicos residuales tienen un peso mayor que el aire, por lo que la tubería deberá mantener una inclinación.^(57, 73)

b) Detección de fugas en equipos. Las pérdidas de gas del equipo anestésico, son una fuente considerable de contaminación del quirófano. Por lo que se deberá verificar periódicamente las conexiones y juntas de los sistemas conductores de gases, así como los contenedores de gases y los vaporizadores. Se deberá verificar que el depósito de CO₂ este bien sellado. La bolsa de reserva deberá estar íntegra y el manguito del tubo endotraqueal deberá ajustarse a la tráquea para evitar fuga de gas.^(57, 67, 69)

c) Técnicas y procedimientos anestésicos. De acuerdo a la técnica anestésica se tiene un control sobre la cantidad de gas anestésico residual que se libera al aire del quirófano. Un estudio reveló que hasta un 99% del gas anestésico residual se deben a las malas prácticas laborales.

Dentro de las prácticas veterinarias más importantes que exponen al personal a los gases anestésicos residuales se encuentran la inducción mediante cámaras anestésicas, puesto que se libera gas cuando se destapa la cámara, además las plumas y polvo de los animales también están contaminados con los vapores anestésicos. Por lo que las cámaras deberán contar con un sistema de eliminación de gases. Con el fin de reducir la exposición a los

gases residuales se deberá evitar el uso de la mascarilla en el paciente durante el mantenimiento de la anestesia, por lo que siempre que sea posible se deberá de intubar al paciente. Cuando se utilicen mascarillas, estas deberán ser lo mas ajustadas posibles para minimizar la fuga de gases.

Si se utilizan sistemas abiertos y con caudales mayores a 3 litros por minuto se corre mayor riesgo por exposición a gases residuales. No deberá evacuar el contenido de la bolsa de reserva en el quirófano.^(5, 6, 60)

Otros riesgos asociados al uso de anestésicos inhalados es que el oxígeno y el óxido nitroso aunque no son inflamables favorecen la combustión. También el riesgo de explosión o incendio asociado con agentes como el éter o el ciclopropano es algo bien conocido. Por lo que deben tomarse medidas adecuadas evitar la presencia de flamas en donde se almacenen estos gases para evitar este problema.^(67, 80)

El uso de agentes inyectados puede ser potencialmente riesgosos para el operador. Los más riesgosos son los opioides usados para el manejo de animales silvestres como la etorfina y el carfentanilo. La etorfina es 10 000 veces mas potente que la morfina y se absorbe con gran rapidez por las mucosas o a través de las lesiones cutáneas. Las personas que accidentalmente tengan contacto con estos fármacos pueden mostrar inconciencia, insuficiencia respiratoria así como la muerte. Por esta razón nunca se deberá estar solo cuando se manejen estos fármacos, además se deberá estar acompañado por personas que puedan brindar primeros auxilios en caso de accidente con estos fármacos. También es muy importante contar con un agente antagonista como la diprenorfina o la naloxona.⁽⁵⁷⁾

10.-TRATAMIENTO PREANESTESICO DE LAS AVES

Generalidades.

La identificación del paciente debe realizarse con sumo cuidado comenzando con los datos del propietario o responsable, posteriormente con los datos del paciente tales como especie, sexo, edad, peso corporal así como temperamento. Se deberá averiguar sobre las enfermedades previas del paciente así como los fármacos que se le han administrado, principalmente los fármacos que podrían interferir con el procediendo anestésico.⁽⁶⁷⁾

El manejo directo de las aves antes de la inducción deberá ser tan corto como sea posible. El ave deberá ser manejada en todo momento en la forma más gentil y sin condiciones estresantes como ruidos o la presencia de depredadores naturales, además de ser posible las aves diurnas deberán ser manejadas con una luz tenue. En caso de ser aves acostumbradas a las caperuzas se deberán encapuchar para eliminar el estrés.^(9, 10, 53)

El ave debe ser observada y monitoreada clínicamente y hematológicamente 48 horas antes. El examen físico es indispensable para elegir el mejor método anestésico, en el podemos valorar la obesidad que es común en las aves de zoológico o en colecciones particulares, no así en aves de cetrería. La obesidad puede retardar los efectos de los anestésicos así como incrementar las dosis, mientras que la caquexia suele ser un signo de enfermedad, asociado a un descenso de las reservas de glucogeno incrementando el riesgo anestésico debido a la hipoglucemia. Es importante detectar animales hipoglucémicos, pues este problema se puede acentuar durante la cirugía puede causar daño cerebral irreversible. La hidratación es otro factor importante para el procedimiento anestésico, si el ave se encuentra deshidratada

se incrementa el riesgo anestésico debido a que puede verse implicada una hipovolemia.⁽⁵⁷⁾

⁶⁷⁾ Un ave de presa normalmente requiere entre 40-60 ml/kg de fluidos diariamente.⁽²¹⁾

La evaluación cardiovascular. El corazón se deberá auscultar, para descubrir ritmo o frecuencia cardíaca anormal.⁽⁶⁶⁾

La evaluación pulmonar. El sistema respiratorio debe ser evaluado antes de proceder a anestesiarse a un ave. Para lo cual se recomienda observar al ave en estática para identificar taquipnea, patrones anormales respiratorios, movimiento de la cola. También será importante realizar una evaluación de la tolerancia al ejercicio. Dentro de una inspección más detallada se revisarán las vías aéreas superiores con la finalidad de descubrir obstrucciones nasales que puedan interferir con la aplicación de la anestesia con mascarilla.⁽⁶⁶⁾

Función hepática. Deberá ser evaluada debido a que se ve implicada en el metabolismo, y la excreción de los anestésicos. Si se encuentra un padecimiento hepático no deberá usarse halotano como agente anestésico, por lo que se deberá optar por otro agente inhalado como el isoflurano.^(9, 67)

Si es posible se podrá tomar una radiografía antes de realizar intervenciones quirúrgicas, con la finalidad de evaluar órganos internos tales como silueta cardíaca, silueta hepática, sacos aéreos, huesos neummatizados o pulmones.⁽⁶⁶⁾

Algunos estudios de laboratorio serán útiles y necesarios para realizar una mejor evaluación del ave entre los que se deberán realizar previo a la anestesia la determinación del hematocrito y la concentración de proteínas plasmáticas que son rápidos y baratos. El

volumen de sangre que se puede extraer a un ave sana para su estudio es de hasta 1% de su peso corporal. Se puede usar la vena yugular.⁽⁶⁵⁾ Los resultados son de suma importancia para evaluar la condición hepática, la capacidad para transportar fármacos y oxígeno, así como para evaluar la hidratación del ave. El recuento leucocitario es importante para establecer la presencia de estrés o infección. Para el caso del hematocrito si este es menor al 25% el procedimiento anestésico se retrasara mientras se recupera o se realiza una transfusión sanguínea. Mientras que si el hematocrito es mayor al 50% tendremos que hidratar al aves, antes del procedimiento anestésico, para evitar una hipovolemia. La policitemia causa viscosidad sanguínea que aumenta la carga de trabajo del corazón y puede causar un flujo inadecuado en algunos lechos capilares, especialmente si el animal se vuelve hipotenso.^(8, 19, 57, 68)

En lo que respecta a las proteínas totales si son de 3g/dl pueden ser necesarios suplementos de aminoácidos o plasma. En esta determinación es importante tener en consideración que los refractómetros usados para mamíferos pueden dar cifras erróneas de proteínas en diferentes especies. El mejor método para las aves es el de Buiet. Se deberá tener en cuenta que una estimulación inmunológica y una deshidratación son factores que causaran una hiperproteinemia. Mientras que la hipoproteinemia es causada generalmente por una sobrehidratación, pérdida de proteínas a nivel renal o hepático, por el ayuno prolongado o por enfermedad intestinal.^(57, 79)

Es importante recordar que muchos fármacos administrados durante la anestesia se fijan en alto grado a las proteínas por lo que si se tiene un paciente con hipoproteinemia se podrá causar el efecto con una menor dosis.⁽⁶⁸⁾

Si la glucosa es menor a 150 mg/dl se podrá administrar dextrosa al 5% o retrasar el procedimiento anestésico. Si es posible se administrará glucosa al 5% antes, durante y después de la cirugía.^(9, 57)

La hipoglucemia en un animal despierto se manifiesta por somnolencia que evoluciona hasta coma. Es posible que no haya signos exteriores en el animal anestesiado. Por ello es importante detectar y tratar esta alteración antes de la cirugía. Si es difícil obtener sangre, se puede suministrar una cantidad de glucosa oral mediante algún líquido claro que contenga dextrosa.⁽⁶⁸⁾

Es posible anestesiar desde un colibrí de 4 g hasta un avestruz de 150 kg, pero el peso es un factor importante y determinante para el procedimiento anestésico. Por lo que el paciente debe ser pesado antes de la cirugía la ingesta de alimento y agua deben ser medidos o restringidos antes del procedimiento quirúrgico.

Ayuno.

El ayuno en las aves está indicado para evitar la regurgitación y el reflujo pasivo. Además para evitar que este material obstruya las vías aéreas superiores. Las aves rapaces de mediano tamaño pueden ser sometidas a un ayuno durante 6-12 horas para reducir riesgos de regurgitación, pero aves de menor tamaño (*Falco sparverius*) no deberán ayunar durante más de dos horas para reducir los riesgos de hipoglucemia. Manfred (1997) recomienda que las rapaces pequeñas se dieten por 12 horas y las grandes rapaces dieten 24 horas. Por otra parte Coles (1997) recomienda que las aves mayores a 1kg de peso se dieten por lo menos 12 horas, las aves de 300 g a 1 kg se dieten por 6 horas, las que se encuentren entre los 100 a 300 g se dietaran por 3 horas, mientras que las aves de 100 g o menos no deberán ser dietadas. Para realizar este ayuno es importante considerar que los cetreos ocasionalmente

mantiene a sus aves hambrientas para hacerlas cazar, por lo que si es posible, se hará hincapié en este tema con el responsable del ave. Los alimentos que se otorgan antes de la anestesia deben ser fácilmente digeribles, es importante verificar que no haya alimentos en el buche. También será importante verificar que la egagropila de la comida anterior haya sido eliminada antes del procedimiento anestésico. Con ello se busca minimizar el riesgo de regurgitación durante la anestesia o posterior a ella, para evitar la obstrucción de las vías aéreas y la aspiración del contenido gástrico. Si el ave ha presentado diarrea, vómito o hemorragia tendrá que ser sometido a una terapia de líquidos antes de la cirugía.^(19, 2, 29 56, 57)

El ayuno puede causar una reducción de la destoxicación hepática de los gases anestésicos. La regurgitación es rara en aves granívoras a diferencia de las aves frugívoras, en las cuales el periodo de ayuno previo debe ser recomendado.⁽⁷³⁾ En el caso de las palomas y los patos no se recomienda el ayuno como rutina anestésica.⁽⁹⁾ Las aves psittaciformes mayores a 250 g podrán dietarse sin problemas de 1 a 2 horas, pero el ayuno deberá ser evitado en aves psittaciformes menores a 120 g.⁽¹⁰⁾ Los buitres de nuevo mundo pueden manifestar regurgitación cuando se les somete a la anestesia y pueden manifestar reflujo en grandes cantidades.⁽⁶⁶⁾

El ayuno previo a la anestesia también facilita la visualización y manipulación de las vísceras durante la cirugía abdominal. El caso contrario son las aves emaciadas o deshidratadas quienes también implican un riesgo potencial.⁽⁵⁶⁾

Fármacos preanestésicos.

Los objetivos de la administración de fármacos preanestésicos son el minimizar el miedo y ayudar a una inducción anestésica sin estrés; reducir la cantidad de otros anestésicos para inducir la anestesia general, disminuyendo de esta forma los efectos secundarios que los

fármacos pudieran ocasionar; también se logra una recuperación más “suave”; también permitirá una manipulación más fácil y segura del paciente proporcionando seguridad al anestesista y a su paciente, así como reducir el dolor antes e inmediatamente después de la intervención. Para ello se pueden utilizar anticolinérgicos, tranquilizantes, sedantes, hipnóticos así como analgésicos.^(29, 67)

La administración de antibióticos preoperatorios dependerá del procedimiento médico y la evaluación del ave. En caso de ser requeridos se tendrán que administrar con el tiempo pertinente para alcanzar niveles óptimos en sangre durante el procedimiento.⁽³³⁾

Los analgésicos son importantes en el tratamiento preanestésico, aunque muchos autores prefieren usarlos durante la cirugía o posterior a ella, pero es importante inhibir el dolor durante la anestesia, por lo que se deberán administrar antes de iniciar el estímulo doloroso. El Carprofen es un analgésico y antiinflamatorio de elección prequirúrgico, a una dosis de 1-2mg/kg dosis única diaria por vía oral o intramuscular.⁽³³⁾

La premedicación generalmente no se aconseja si se realiza un buen manejo y eliminación del estrés, pues generalmente los agentes preanestésicos como sedantes o tranquilizantes prolongan el tiempo de recuperación postanestésico además de que causan desorientación del ave y los efectos que se obtienen son muy variables.^(9, 66) Los fármacos sedantes pueden ocasionar un incremento en el aleteo.⁽¹⁰⁾ Los anticolinérgicos que se usan para reducir la salivación, no son inocuos pues incrementan el espacio muerto respiratorio debido a que causan una broncodilatación.⁽⁴⁶⁾

El protocolo preanestésico de fármacos y medidas tomadas dependerán de la especie que tratemos, las necesidades quirúrgicas y la preferencia del anestésico.

Para el caso de las aves la atropina no está indicada en presencia de secreciones respiratorias porque las hace más viscosas, especialmente en aves pequeñas. De hecho en raras ocasiones está indicada la medicación preanestésica del ave si se puede inmovilizar manualmente ya que los fármacos preanestésicos pudieran deprimir el centro respiratorio lo que pudiera ocasionar un retraso en la recuperación.^(9, 57)

El diazepam o midazolam son los más seguros y eficaces a dosis de 0.5 a 1mg/kg intramuscular y la atropina a 0.04-0.1 mg/kg de peso.

Si se someterá al ave a una cirugía de senos nasales es importante considerar que es muy dolorosa y se asocia a una alta tasa de mortalidad postoperatoria si no se administran analgésicos. La asepsia es importante para evitar las infecciones postoperatorias aunque son raras en comparación con los mamíferos. Se recomienda eliminar las plumas que interfieran con el procedimiento y desinfectar las que se encuentren cerca del área quirúrgica.⁽²¹⁾

Fluidoterapia.

Los mecanismos normales de la homeostasis de los líquidos se alteran cuando el animal se somete a anestesia y cirugía, como consecuencia, el paciente deberá recibir líquidos durante el periodo operatorio para mantener un equilibrio apropiado de los mismos.

Las aves rapaces obtienen agua a partir de su alimento y sus fuentes metabólicas, como la degradación de la grasa.⁽³²⁾

Las aves al igual que los reptiles son uricotelicos, eliminando ácido úrico. Este producto es extremadamente insoluble, por lo que un ligero grado de deshidratación puede causar uricahemia, daño renal y gota. También se pueden formar pequeños cristales en hígado y riñón. Por lo que una deshidratación deberá ser corregida antes del procedimiento anestésico.⁽⁹⁾

El estado de hidratación del grado de hidratación será evaluado por la simple manipulación de la piel de la quilla. Una movilidad libre de la piel sobre la quilla es indicativo de una buena hidratación. Cuando la deshidratación es del 1-3 % la piel de la rapaz pierde flexibilidad; y cuando la deshidratación es del 5-7 % la piel es difícil de mover sobre la quilla. Los ojos se encuentran hundidos y las membranas mucosas se encuentran evidentemente secas y su color no es claro cuando la deshidratación es más severa.⁽³²⁾

Los requerimientos normales diarios de un ave son de aproximadamente el 5% de su peso en ml y sobre el 10% de su peso en ml puede ser requerido para un ave deshidratada.⁽⁷³⁾

Idealmente cuando se evalúa un paciente para fluidoterapia, se consideran factores como estado de deshidratación, balance electrolítico, estado ácido-base, valores hematológicos bioquímicos y balance calórico.⁽¹³⁾

La fluidoterapia contribuye a restablecer el volumen sanguíneo, normaliza el tono cardiaco y optimiza la oxigenación. También causa diuresis favoreciendo la eliminación de productos tóxicos y metabolitos.⁽⁷⁹⁾

Si se requiere terapia de fluidos se recomiendan líquidos intravenosos precalentados de 37 a 40 °C para contrarrestar la hipotermia. En las aves es difícil mantener una canalización

intravenosa por lo que también se ha sugerido la vía intraosea tomando en cuenta que el húmero en todas las especies y el fémur en muchas de ellas son huesos neumáticos, por lo que la colocación de catéteres intraoseos en esos huesos puede causar una inundación iatrogénica. Además este método al parecer es menos estresante para el ave que las punciones venosas repetidas. Un problema relacionado con la ruta intraosea es la osteomielitis, por lo que cuando se utiliza esta ruta lo mejor es preparar la zona en forma quirúrgica.^(10, 13, 57)

La vía subcutánea es útil durante la inducción de la anestesia usando del 5 al 10% de su peso, con el fin de expandir el volumen sanguíneo y solo será usada en casos de ligera deshidratación, pues grandes volúmenes no son absorbidos rápidamente por esta vía. Los lugares para la administración de líquidos subcutáneos son: la parte dorsal entre las alas, la zona axilar y la zona inguinal. Para esta vía se recomienda utilizar soluciones isotónicas, no se recomienda poner mas de 10 ml por sitio en rapaces grandes.^(57, 79)

Se deberán administrar líquidos a los pacientes anestesiados para mantener una vía venosa permeable, para contrarrestar los cambios fisiológicos relacionados con los anestésicos, para sustituir los líquidos perdidos durante la cirugía, así como las pérdidas insensibles de líquidos.⁽⁶⁸⁾

Las vías de administración de fluidos en las aves son la intravenosa, intraosea o subcutáneo.^(9, 10,76) Cuando se realiza la administración de fluidos por la vía intravenosa el ave soporta bien la administración mediante "bolos".⁽³²⁾

Para la administración de fluidoterapia intravenosa se recomienda usar las venas metatarsal medial, la yugular y la radial.⁽⁷⁹⁾

Cuando se planea administrar grandes cantidades de líquido se pueden combinar varias rutas de administración como la oral, subcutánea, intraosea o intravenosa. Pero cuando se tiene un paciente crítico la vía oral no es la adecuada. Por lo que se deberán elegir otras vías que permitan la entrada al torrente sanguíneo directamente.^(13, 79)

Si se considera que el caso de deshidratación es severo o se ha provocado gota deberá ser administrado allopurinol en la terapia de fluidos.⁽⁹⁾

En las aves los fluidos cristaloides administrados no permanecen mucho tiempo en el torrente sanguíneo, solo una cuarta parte de los líquidos administrados permanecen en el compartimiento vascular por más de 30 minutos. En las aves la solución de elección es Ringer lactato puesto que generalmente las aves enfermas presentan acidosis metabólica. Una acidosis intensa puede conducir a una reducción de los sistemas enzimáticos del cuerpo con alteraciones en la producción de energía y en el metabolismo de los fármacos, por lo que es importante tratar la acidosis antes de la anestesia, mediante bicarbonato de sodio. El Ringer lactato es una solución equilibrada de electrolitos constituida por lactato. El lactato se metaboliza a bicarbonato en hígado, compensando la acidosis. Este metabolismo del lactato se realiza por gluconeogénesis o por oxidación y en ambos casos se consumen iones de hidrógeno. Se requieren cerca de 30 minutos para que se alcance el efecto alcalinizante.^{(65,}

68, 79)

Las velocidades de administración de líquidos son las siguientes:

Mantenimiento 40-100 ml /kg en un lapso de 24 horas.

Intraoperatorio de 10 a 20 ml/kg/hora

En caso de shock de 30 a 80 ml/kg por 20 minutos.

Con la finalidad de evitar patologías por sobre hidratación se recomienda no administrar más de 90 ml/kg/hora en aves sanas, esta cantidad debe gotear a una velocidad de 1.5 ml/kg/min, pues velocidades mayores son poco toleradas.

La administración de fluidos y electrolitos media hora antes de la cirugía pueden salvar la vida del paciente.⁽⁵⁶⁾

Sin sugerir que todas las aves rapaces enfermas o lesionadas se encuentran en un estado de deshidratación de aproximadamente 10%. El sugiere la siguiente fórmula para determinar los fluidos necesarios:

Peso corporal (g) \times 0.1 = Volumen de fluido (ml)

Para la fluidoterapia prolongada en aves de presa se sugiere 50 ml/kg./día. Los fluidos no deben ser dados oralmente, pero si subcutáneamente, aunque siempre que sea posible deberán ser administrados directamente al torrente sanguíneo. Para las aves se prefiere el Ringer lactato sobre la glucosa al 5% debido a que esta se metaboliza rápidamente dejando solo agua.⁽⁵⁶⁾

Cuando se tengan pérdidas sanguíneas agudas se recomienda el uso de soluciones cristaloides. Pero en el caso de emergencia, donde las aves requieran transfusión sanguínea, la sangre deberá de ser de un individuo de la misma especie preferentemente, pero en caso de que no se cuente con ella se podrá optar por transfundir sangre de paloma, se deberá tener en cuenta el riesgo de infecciones. Recordando que las transfusiones heterólogas pueden no ser beneficiosas, pues los hematíes sobreviven por 12 horas en algunas especies, mientras que en las transfusiones homologas los hematíes

pueden sobrevivir por 7.1 días pero con un beneficio limitado. Las transfusiones sanguíneas no se podrán repetir antes de tres semanas. Y las aves pudieran presentar una reacción. Aproximadamente el 10% de la sangre de un donador puede ser extraída, por lo que se recomienda disponer de dos donadores.^(19, 57, 66, 68, 79)

11.- INDUCCIÓN DE LA ANESTESIA

Antes de iniciar cualquier procedimiento anestésico en aves se deberá considerar la disponibilidad del equipo necesario para realizar el procedimiento además de disponer del personal adecuado para anestesiarse al paciente. El anestesiador deberá tener experiencia en el manejo de las aves y la administración de las diferentes drogas a las aves con la finalidad de incrementar la seguridad del paciente. Además todos los participantes del evento deberán tener conocimientos básicos de la biología, anatomía y fisiología de las aves.^(39, 66)

En la inducción el caudal del gas será mayor que durante el mantenimiento, especialmente si se usa mascarilla ó una cámara de inducción. El uso de cámaras anestésicas durante la inducción da un mínimo control sobre la administración anestésica.⁽⁵⁰⁾

Para realizar la inducción se puede inmovilizar manualmente al ave, mientras se coloca la cabeza del pájaro en una bolsa de plástico transparente, fijada con cinta al extremo del circuito mientras fluye el O₂ y gas anestésico. De esta manera se sujeta hasta que el paciente este relajado, para después ponerle la mascarilla o intubarlo. La inducción mediante mascarilla permitirá oxigenar al paciente simultáneamente a la administración del anestésico. La inducción no podrá realizarse mediante intubación endotraqueal. Pero si se puede hacer mediante cámaras anestésicas en aves estresadas, que no pueden ser sometidas a la mascarilla.^(21, 54, 57)

La inducción con sevoflurano o isoflurano se puede lograr en menos de 5 minutos, gracias a las propiedades de estos agentes y la difusión acelerada debido a las “corrientes cruzadas” de la sangre y capilares aéreos, además de una mayor superficie proporcional del pulmón,

por lo cual las aves se inducen más rápido que los mamíferos. El isoflurano es un buen anestésico usado para la inducción con mascarilla reduciendo muchas de las complicaciones del manejo, la inyección y el estrés que implican estos procedimientos. Desde el punto de vista farmacológico los animales pueden mostrar una respuesta homogénea a la anestesia, pero la idiosincrasia del paciente puede modificar esta respuesta, interfiriendo factores como la tasa basal. Pues cada animal es una entidad biológica única.

Además durante la inducción de la anestesia se deberán vigilar las posibles reacciones alérgicas o anafilácticas ante los medicamentos utilizados. También se prestará atención a la presencia de cianosis, vomito o regurgitación, así como a la profundidad anestésica adquirida en cada momento.^(39, 67)

Si se usan las drogas inyectadas para la inducción, después de su administración el paciente puede ser regresado a la caja de transporte o a una caja oscura. Una vez iniciados los efectos del fármaco el paciente puede ser sacado de la caja.⁽⁵⁶⁾

Para el caso de las grandes rapaces frecuentemente se requiere una inducción química para después mantener al ave con anestesia inhalada. Si la inducción se realiza mediante un agente inyectado la dosis deberá ser mínima. Estos fármacos pueden ocasionar normalmente que el ave sacuda la cabeza y plumas, además de extender las piernas. Durante la inducción no se deberá poner al ave sobre sus espaldas, por causar estrés, hipotensión y reducción del retorno venoso.^(21, 39, 66)

Después de la inducción el ave puede ser mantenida con mascarilla aunque es recomendable intubar a todas las aves cuyo peso supere los 100 g para procedimientos mayores de 30 minutos. En el caso de que se use mascarilla esta deberá de ser transparente

para poder observar la cara, especialmente los ojos. La glotis es la entrada a la tráquea y es ahí donde se introducirá el tubo endotraqueal. Para este procedimiento no es necesario usar analgesia local. En base a que la mayoría de los tubos usados para este propósito son demasiado largos por lo que es muy importante no llegar a la bifurcación, para evitar intubar un solo bronquio y obstruir el otro.^(19, 21, 39, 57) A diferencia de los mamíferos las aves tienen su órgano de fonación (la siringe) a nivel de la bifurcación traqueal, lo que les permite vocalizar aún intubadas.⁽⁷³⁾

Cuando las aves son difíciles de capturar para realizar la inducción, se podrá recurrir al uso de tiletamina/zolazepam administrados en carnada a una dosis de 80 mg/kg. Después de que la droga ha hecho efecto se podrá cambiar al anestésico volátil. Consiguiendo de esta forma la captura sin estrés y la inducción en un mismo procedimiento. Esto tiene la ventaja de no usar la tele-inyección para la captura de las aves, de esta forma no se causa daño tisular ni traumatismo.⁽⁸⁶⁾

12.-EVALUACIÓN DEL ESTADO DE ANESTESIA.

La palabra monitor proviene del latín *monere*, que significa “advertir”. Con el monitoreo se trata de prever las crisis anestésicas que pueden ser devastadoras como hipotensión, bradicardia, arritmia, vasodilatación o vasoconstricción, hipoventilación, etc. Por ello es importante el monitoreo para disminuir la disfunción orgánica, incrementando la posibilidad de lograr una recuperación completa y sin complicaciones.^(57, 67)

El monitoreo intraoperatorio incluye la profundidad anestésica, relajación muscular así como la respuesta fisiológica a las drogas y parámetros de la anestesia general adecuados.^(41, 51)

El termino constantes vitales hace referencia a aquellos parámetros que indican la respuesta del animal a los mecanismos homeostáticos de la anestesia.

El monitoreo de las constantes vitales incluye:

a) Tiempo de llenado capilar. Este tiempo es afectado de manera importante por la temperatura corporal y ambiental, además el tiempo de llenado capilar puede tener un aspecto normal en el periodo inmediato posterior al paro cardiaco. Por lo que este indicador del estado del animal deberá ser evaluado en conjunto con otros parámetros.⁽⁶⁸⁾

b) Color de mucosas. Es preciso evaluar el color de las mucosas a fin de detectar la presencia de cambios de color. La cianosis es aparente solo si el valor de saturación de la hemoglobina es inferior al 85%, siendo un signo tardío de hipoxemia. Cualquier coloración azul en las membranas mucosas indica la aparición de hipoxia grave. Aunque cabe mencionar que los animales anémicos pueden no exhibir cianosis a pesar de la hipoxia severa.^(51, 57, 63, 67)

c) La frecuencia, profundidad y ritmo respiratorio, así como la frecuencia cardiaca. Ambos parámetros muestran disminución a medida que el animal alcanza un nivel anestésico profundo.

d) Termorregulación. En una anestesia general prolongada se puede reducir hasta 3 grados centígrados la temperatura de un paciente.

Reflejos.

La profundidad anestésica será evaluada por un anestesista ayudado de su habilidad clínica, pues con la amplia gama de anestésicos usados actualmente, el clásico y sencillo enfoque de dividir la anestesia en una serie niveles y planos ahora tiene un uso limitado, por lo que el anestesista debe tomar en cuenta otros factores. Además monitorear el estado anestésico del ave suele ser un poco complicado por lo que es conveniente clasificar la anestesia general en plano ligero, plano medio y plano profundo.⁽¹⁹⁾ La profundidad anestésica se puede evaluar de varias formas, como en la actividad de los reflejos, relajación muscular, frecuencia cardiaca y frecuencia respiratoria, tamaño de la pupila, rotación del globo ocular. También el tono muscular es un buen indicador de la profundidad anestésica, ya que músculos muy relajados indican gran profundidad anestésica. Extender las alas o abrir la cavidad oral son los lugares para evaluar el tono muscular. La respuesta al estímulo doloroso es una parte esencial de la valoración de la profundidad anestésica, aunque la pérdida de la respuesta a estímulos dolorosos no ocurre de manera uniforme en todas las partes del cuerpo. Los pellizcos en el dedo de la pata, cloaca y cola deben provocar una retirada lenta, de la misma forma la mayoría de las aves tienen una respuesta de la membrana nictitante lenta (aunque los párpados se encuentren cerrados), pero la pérdida de estos reflejos es un indicador de que el paciente se encuentra en un plano anestésico ligero. Cuando se pincha

entre los dedos y en respuesta se observa una contracción de la pata y una ligera respuesta pupilar. Aunque en el caso de las aves rapaces la respuesta al pellizco del pie no produce una respuesta confiable, pues es muy variable en estas aves. De esta forma cuando un ave se profundiza en la anestesia los reflejos se vuelven lentos, y disminuyen su fuerza e intensidad o eventualmente desaparecen. Cuando los reflejos del dedo de la pata y del ala desaparecen el ave se encuentra en un plano anestésico medio. El reflejo corneal es el último en ser abolido e indica que el ave se encuentra profundamente anestesiado. También ayuda el color de las mucosas y los cambios en la coloración de la cara.^(19,21, 29, 39, 57, 67, 73)

Generalmente la anestesia segura se alcanza cuando los ojos se cierran, las pupilas se dilatan y la membrana nictitante responde muy lento a la estimulación corneal. Todos los músculos se relajan y los reflejos del dolor están ausentes, el ave debe respirar lento y profundo.⁽⁵⁶⁾

Dentro de los estímulos más dolorosos en los pacientes aviares se encuentran el desprendimiento de las plumas, manipulación ósea y tracción visceral.⁽⁶⁶⁾

La frecuencia respiratoria Es el mejor indicador de la profundidad y estabilidad anestésica. Puede evaluarse al observar los movimientos respiratorios o bien usando un transmisor, que se monta al aparato anestésico o bien en el tubo endotraqueal o mascarilla. La respuesta de algunos dispositivos puede monitorizar animales tan pequeños como de 300 g. Si no se cuenta con algún dispositivo para monitorear la respiración se deberán evaluar la frecuencia y el esfuerzo y el ritmo respiratorio. Un aumento en la frecuencia respiratoria puede deberse a una disminución del nivel de anestesia. Y una disminución de la frecuencia respiratoria indica una gran depresión del SNC. La observación del ave durante la cirugía es obstruida

por los campos convencionales, por lo que se recomienda el uso de campos autoadhesivos y transparentes que limitan el movimiento de las plumas con la consecuente reducción de la contaminación del área quirúrgica, además de que permiten la clara observación de los movimientos respiratorios del ave.^(8, 10, 21, 57, 67)

En general la calidad y la profundidad de la respiración en las aves anestesiadas son más importantes que la frecuencia cardiaca y el sistema cardiaco. Algunas aves pueden mostrarse apneicas bajo niveles normales de anestésico inhalado, requiriendo ventilación positiva.

La frecuencia respiratoria no es igual en todas las especies de aves, por lo que los valores normales no pueden ser fácilmente obtenidos.⁽⁵⁶⁾

Al observar el movimiento de la cola se puede inferir la actividad respiratoria por lo que es importante mantenerla visible. El tracto respiratorio debe ser vigilado para evitar la obstrucción por egagropila, alimento no digerido o mucosidades. Si los orificios nasales están obstruidos se deberá intubar al ave y eliminar la mascarilla. En el caso de los zopilotes es muy importante la posición de la cabeza para evitar la asfixia que suele ocurrir si la cabeza se tuerce. Se debe tomar en cuenta que un movimiento respiratorio exagerado puede indicar obstrucción de las vías aéreas superiores.⁽²¹⁾

El patrón respiratorio es muy importante, debe ser estable y continuo durante la anestesia, un cambio en este patrón respiratorio, especialmente en la profundidad respiratoria puede indicar que el plano anestésico del ave se está haciendo ligero y por ende siente dolor. Dependiendo de la talla corporal del ave la respiración no debe disminuir de 25-50

respiraciones por minuto para aves que pesan menos de 500 g y de 12 a 15 respiraciones por minuto para aves del tamaño de un cisne, un rango menor puede causar riesgo de hipercapnea.⁽⁹⁾

La frecuencia respiratoria puede ser calculada mediante el peso de acuerdo a la siguiente tabla. Se debe recordar que el manejo de las aves incrementara la frecuencia respiratoria.

Peso en gramos	Respiraciones por minuto
100	40 - 52
200	35 - 50
300	30 - 45
400	25 - 30
500	20 - 30
1000	15 - 20

Tabla 1. Frecuencia respiratoria de las aves, en base al peso.

Tomado de " Exotic animal formulary ". Carpenter(2001).

La frecuencia cardiaca. Es el mejor indicador de la analgesia y la profundidad anestésica. En pequeñas rapaces que fácilmente exceden los 200 latidos por minuto, mientras que las grandes aves rapaces pueden tener una frecuencia cardiaca de 70-100 latidos por minuto. Esta constante puede ser evaluada mediante un estetoscopio esofágico, si el tamaño del ave lo permite.^(10, 19, 56) La frecuencia cardiaca no deberá ser menor a 120 latidos por minuto. Siente dolor lo que es el mejor indicador del estado de analgesia del ave, y además también es un auxiliar para evaluar la profundidad anestésica.⁽⁹⁾

Aunque deberá tenerse en cuenta que los sonidos cardiacos son minimizados por el esternón y los músculos pectorales, por lo que se podrá auscultar el sonido cardiaco por debajo del esternón y en la entrada de la caja torácica.⁽⁶⁶⁾

La función cardiovascular se puede monitorear con un detector de flujo Doppler ultrasónico (Parks Model 811). Este aparato se puede colocar en el vaso sanguíneo metatarsiano medial.^(57, 67)

Pulsoximetría. Los pulsoxímetros miden el porcentaje de saturación de hemoglobina con oxígeno en sangre, al detectar cambios en la absorción de luz a través de los tejidos como la cloaca. Pero también mide la naturaleza pulsátil de la señal y a partir de ésta se calcula la frecuencia cardiaca. Los espectros de absorción de la hemoglobina varían entre especies, por lo que pudieran arrojar interpretaciones erróneas al usarlos en aves. Además tiene el inconveniente de registrar hasta 250 pulsaciones por minuto, aunque actualmente están apareciendo aparatos diseñados para animales que pueden registrar hasta 350 pulsaciones por minuto.^(29, 67)

La saturación arterial en un ave no deberá de bajar del 85%, pues una cifra menor indica inminente peligro para el paciente.⁽¹⁹⁾

Capnógrafo. Es un aparato que indica la concentración de CO₂ presente en el aire exhalado. Este aparato puede alertar al anestesiista de una formación anormal de CO₂ causada por un fallo respiratorio. Pero tienen la desventaja de introducir espacio muerto al circuito. Se pueden tomar muestras tan pequeñas como 50 ml/min.⁽²⁹⁾ El nivel de la presión arterial de CO₂ es un parámetro muy importante durante la anestesia y esta cifra es muy similar a los niveles expirados de CO₂. La única desventaja es el costo del equipo.⁽¹⁹⁾

Aunque la mejor forma de conocer el intercambio de gases en los pulmones es mediante el análisis de los mismos contenidos en sangre arterial. Los analizadores pediátricos requieren 0.1 ml de sangre para poder realizar el análisis de gases.⁽²⁹⁾

Temperatura corporal. Los mecanismos termorreguladores normalmente son alterados durante la anestesia, resultando en una caída de la temperatura corporal. La temperatura corporal es muy fácil de obtener durante la anestesia mediante un termómetro rectal. El procedimiento requiere que el instrumento sea introducido y sacado de la cloaca cada cinco minutos para registrar los cambios de temperatura durante la anestesia. Es de vital importancia evitar la hipotermia pues es una causa de muerte anestésica, además prolonga el tiempo de recuperación aumentando la potencia de los anestésicos volátiles, deprime el centro del control respiratorio, deprime el sistema inmunitario, haciendo más lenta la cicatrización; provoca daño cerebral; y causa bradicardia, hipotensión, fibrilación ventricular y shock; además de desequilibrios electrolíticos. Las aves pierden calor muy rápidamente debido a su alta proporción entre superficie y peso corporal. También es importante tener en cuenta que los mecanismos homeostáticos que regulan la temperatura durante la anestesia se deprimen por lo que disminuye la generación de calor, incrementando el riesgo de hipotermia. Siendo de suma importancia el manejo adecuado de las soluciones antisépticas, contacto con superficies frías y exposición quirúrgica. Para evitar la hipotermia se hace imprescindible reducir la preparación antiséptica del campo quirúrgico, reducir el tiempo de cirugía, incrementar la temperatura ambiental, colocar al paciente sobre una superficie caliente y confortable. Las aves pequeñas están más predispuestas a hipotermia. El calor se puede proporcionar por medio de cojines térmicos, jaulas térmicas, calentando el ambiente con calentadores, lámparas, etc. La temperatura ideal durante este periodo debe ser de 32 a

35 °C.^(21, 67) Cuando todo marcha bien la temperatura corporal se recupera usualmente entre los 10 y 20 minutos posanestésicos, pero la temperatura ambiental se debe mantener por varias horas después de la anestesia.⁽⁹⁾ Las aves enfermas al intentar mantener la temperatura alta, pueden sufrir hipoglicemia.⁽⁷³⁾

El caso contrario es la hipertermia a consecuencia del incremento de la tasa o anestesia superficial. También se ha descrito en mamíferos el síndrome de hipertermia maligna asociado a la administración de halotano o succinilcolina. El problema de esta alteración en la temperatura radica en que los tejidos utilizan una mayor cantidad de oxígeno que si no es aportado en cantidades suficientes los tejidos sufren daño celular por hipoxia (el incremento de la temperatura corporal provoca una polipnea térmica, pero usualmente no causa hiperventilación).^(56, 57, 67, 73)

Cuando estos factores indican presencia de dolor se deberá incrementar la dosis de anestésico, o por el contrario la suspensión del anestésico si después de la evaluación se descubre que el paciente está demasiado profundizado en la anestesia y se corren riesgos graves, como hipotensión, bradicardia, arritmias, depresión miocárdica, vasodilatación o vasoconstricción y hipoventilación.⁽⁵⁷⁾

En base a los reflejos los periodos de la anestesia pueden clasificarse en tres:

- 1.- Anestesia ligera.
- 2.- Anestesia media.
- 3.- Anestesia profunda.⁽⁷⁶⁾

Si no se evalúa la profundidad anestésica del ave pudieran ocurrir fatalidades.⁽¹⁰⁾

13.- PERIODO TRANSOPERATORIO

El anestesiista debe manipular con suavidad al animal y colocarlo en una posición adecuada y cómoda durante la intervención. Para evitar comprometer cualquiera de los sistemas del organismo, como los movimientos respiratorios, pues periodos cortos de apnea pueden conducir a hipoxia. Para esto es importante no colocar objetos ni manos sobre la pechuga.^(29, 57)

King y Payne hacen la observación de que cuando un ave se encuentra en decúbito dorsal, el volumen respiratorio minuto puede disminuir entre un 10 y 60%, debido a que las vísceras causan presión sobre los sacos aéreos. Por ello siempre que sea posible se deberá colocar al ave en decúbito esternal o lateral.⁽¹⁹⁾

Debido a que los pulmones de las aves están fijados a la pared torácica la atelectasia puede ser un problema en las aves anestesiadas y se presenta cuando las aves se colocan en decúbito dorsal.⁽⁶⁶⁾

En la posición decúbito dorsal la lengua debe vigilarse para evitar que se desplace hacia atrás obstruyendo la glotis, si el ave no está intubada.⁽¹⁰⁾

De la misma forma se deberá evitar sujetar las alas y las patas en extensión total, pues esto retrasa el retorno venoso. Además las alas deberán mantenerse relajadas para no dañar ni estimular los nervios del plexo braquial.⁽¹⁹⁾ Durante la cirugía la manipulación debe ser lenta y cuidadosa.

Gracias a la anatomía y fisiología del aparato respiratorio aviar y debido a que cuenta con sacos aéreos conectados a los pulmones se puede realizar la intubación a través de un saco aéreo para administrar la mezcla de gases que anestesiarán al paciente. Este procedimiento se puede realizar cuando se tienen obstruidas las vías respiratorias superiores o se requiere tener la cavidad oral libre.⁽²¹⁾

Durante la administración de gases se recomienda que el flujo sea tibio y húmedo para prevenir la pérdida de calor corporal. Es importante recordar que un ave tiene una tráquea más larga y un mayor volumen tidal en comparación con los mamíferos, siendo importante conservar este volumen durante el procedimiento anestésico.⁽⁷³⁾

La inspiración ocurre cuando los músculos incrementan el volumen torácico por movimientos de las paredes toraco-abdominales, donde el esternón se dirige hacia afuera y las costillas se mueven hacia fuera. El peso de las vísceras sobre el esternón y los músculos abdominales ayuda a la inspiración, por lo que si el ave se coloca en posición dorsal la gravedad no puede hacer este efecto reduciendo el volumen por minuto.⁽⁹⁾ El incremento en el volumen corporal resulta en una presión negativa. Ocasionando una inspiración a través de las narinas y boca, pasando por los pulmones y conduciendo el aire hacia los sacos aéreos. Por lo que durante la cirugía cualquier presión sobre las costillas o el esternón puede afectar la habilidad para respirar, pues los cambios en el volumen corporal pueden verse obstruidos. Además un ave que se encuentra profundamente anestesiada puede no generar la suficiente contracción muscular para permitir el adecuado bombeo del aire a través de los pulmones.⁽⁷³⁾

Durante el procedimiento anestésico el ave deberá ser colocada sobre un cojín térmico y cómodo. Además no se podrá mojar al ave durante este periodo para evitar la hipotermia. Se recomienda que el quirófano tenga una temperatura confortable y reducir las corrientes de aire al mínimo.⁽¹⁹⁾

En el caso de neonatos estos desarrollan hipotermia rápidamente, además los neonatos atricales no regulan bien su temperatura. Un factor importante en los neonatos a considerar es su pequeño volumen en sacos aéreos, debido a su gran volumen gastrointestinal.⁽⁶⁶⁾

El tratamiento transoperatorio con líquidos depende de:

- 1.- La preparación del animal.
- 2.- Cuanta pérdida de líquido se produce por las pérdidas insensibles.
- 3.- Cuanta pérdida de líquido se produce por los gases anestésicos secos.
- 4.- Los cambios en el tono vascular y cardíaco.
- 5.- La cantidad y tipo de tejido expuesto durante la cirugía.
- 6.- Cantidad de sangre perdida.

Emergencias.

Durante el transoperatorio se pueden manifestar problemas derivados de la anestesia y del paciente. Por lo que es importante manipular correctamente la máquina anestésica y al paciente, tomando en cuenta los riesgos del paciente.

En aves la frecuencia, profundidad y ritmo respiratorio deben mantenerse estables durante la anestesia, pues un cambio, especialmente en la profundidad de la respiración puede indicar que el plano de anestesia se está aligerando o que el ave siente dolor. También es importante vigilar que la vía aérea permanezca abierta y que no se ocasione apnea, disnea o cualquier otro tipo de respiración irregular. La apnea es la emergencia más común en aves, esta relacionada con la administración de isoflurano, pudiéndose ver la lengua cianótica. De inmediato se suspenderá momentáneamente la cirugía. La apnea suele ser observada durante la inducción o recuperación debido a la acumulación de gases anestésicos en los sacos aéreos. Si no es muy severo el problema se puede colocar el ave sobre la pechuga y esperar a que aparezca la respiración espontánea. Si se presenta un caso severo con arresto respiratorio mayor a 10 segundos la ventilación asistida o en su defecto levantar y comprimir el esternón ayuda mucho, pero también se hace necesario eliminar los gases

anestésicos y administrar O₂ al 100%. Si se recurre a la respiración asistida es importante no insuflar demasiado, pues se podría ocasionar daño a los capilares aéreos y a los sacos aéreos. En caso de que se recurra a la presión del esternón no deberá hacerse con mucha fuerza para evitar dañar las costillas, hígado u otros órganos. Es importante limpiar el moco de la cavidad oral y glotis. Ante esta contingencia se puede usar el doxopram IV o IM a una dosis de 5mg/kg, también se pueden administrar unas gotas en la lengua; si se ha utilizado xilacina se contrarresta su efecto con yohimbina a una dosis de 1mg/kg por vía intravenosa.^{(2,}

67, 41, 76)

La obstrucción de las vías aéreas puede presentarse. En este caso se retirara el material que obstruya las vías aéreas visibles, también se puede recurrir a la intubación del saco aéreo, para administrar oxígeno por esta ruta.

También puede presentarse acumulación de sangre y fluidos que migran a pulmones. Si se sospecha de este problema el ave deberá colocarse en una posición vertical.⁽⁶⁶⁾

La frecuencia cardiaca se incrementa mucho en las aves al sentir dolor, por lo que es importante vigilarla.⁽⁴¹⁾ Los animales miedosos o excitados pueden desarrollar una fibrilación cardiaca si se inducen con halotano. El arresto cardiaco puede ocurrir rápidamente, algunas veces ocurre después del arresto respiratorio. Si se presentara un paro cardiaco se podrá recurrir a la adrenalina a dosis de 5-10 mg/kg IV, también se puede administrar directamente al corazón acompañada de un movimiento del esternón, levantar y comprimir, aunque Cooper refiere que con este procedimiento no se tiene éxito.⁽⁵⁷⁾

La falla cardiaca durante le anestesia en aves ocurre principalmente debido a la hipoxia, al agente anestésico, deshidratación y a la posición del paciente durante el procedimiento.

Cuando se tiene un problema de acidosis respiratoria el miocardio se deprime y disminuye la presión sanguínea. Mientras que también un incremento en la presión de CO₂ predispone a fibrilación atrial y ventricular y a falla cardíaca. La hipotermia es otro factor que puede causar depresión cardíaca en un ave anestesiada.⁽¹⁹⁾

Hemorragia.

La hemorragia es una causa común de muerte en las aves a causa de su pequeño tamaño en la mayoría de los pacientes. Aunque resisten mejor la pérdida de sangre en comparación a los mamíferos. Aunque las aves no voladoras resten menos la pérdida sanguínea en comparación a las aves voladoras. El volumen sanguíneo en las aves es de 6 a 11% del peso corporal. La sangre perdida durante la anestesia debe ser cuidadosamente vigilada. Cuando se tiene una pérdida sanguínea de entre 5-10% el ave deberá ser tratada con tres veces el volumen perdido con soluciones electrolíticas. Pero cuando se pierde de un 20 a un 30% del volumen sanguíneo este deberá ser restituido mediante una transfusión sanguínea.⁽⁶⁶⁾

Los animales geriátricos tienen necesidades anestésicas menores, por lo que las dosis se reducirán hasta en un tercio. Además la respuesta a los fármacos es más lenta. Estos paciente tienen más tendencia a desarrollar sobrehidratación.

En los pacientes pediátricos no se usaran fármacos que en su metabolismo requieran inactivación de la actividad hepática. Los pacientes obesos deberán ser preoxigenados y dosificados al peso ideal.⁽⁵⁷⁾

Cuando la cirugía o procedimiento es alrededor del pico, cabeza, cara o cuello la mascarilla ó el tubo endotraqueal pueden resultar inapropiados. La presencia de sacos aéreos y el

sistema de flujo entre pulmones y sacos aéreos permiten la administración de la mezcla de gases mediante la intubación de un saco aéreo. Tradicionalmente este procedimiento se realiza del lado izquierdo justo atrás de las costillas, tratando de localizar el saco aéreo torácico caudal, se recomienda que el tubo se introduzca a una profundidad de 1 cm para evitar dañar estructuras como hígado o bazo. En la parte externa se tendrá que suturar el tubo para fijarlo y evitar que se salga del saco aéreo. El extremo externo del tubo se conectara al circuito anestésico para poder brindar ventilación asistida. Manfred Heidenreich recomienda la intubación del saco aéreo abdominal caudal. Aunque también se puede realizar entre las dos últimas costillas. No se deberá usar el saco aéreo interclavicular debido a que se pueden lesionar los grandes vasos sanguíneos. Se ha sugerido el uso de tubos endotraqueales o tubos de goma festonados. La colocación del tubo en el saco aéreo se realiza después de la inducción por inyección, mascarilla o cámara anestésica. El tubo puede ser removido después del procedimiento quirúrgico o dejado en el sitio en casos de disnea, se puede dejar en este sitio hasta por 7 días. Cuando se retira el tubo se deberá cerrar la pared abdominal y la piel de forma quirúrgica.^(9, 16, 19, 73)

Cuando se realiza este procedimiento se deberá administrar una tasa alta de O₂ portador para permitir la pérdida de gases por la tráquea y cavidad oral. Se ha reportado que después de la ventilación por medio del saco aéreo las aves pueden dejar de respirar espontáneamente debido a la expulsión total del dióxido de carbono del sistema respiratorio. El patrón respiratorio regresa a la normalidad cuando los niveles de dióxido de carbono en sangre se incrementan. Canalizar un saco aéreo conlleva los riesgos de daño a órganos abdominales, infecciones bacterianas secundarias y la oclusión accidental del tubo.^(10, 79)

Para afrontar las contingencias más comunes dentro de la anestesia aviar es recomendable contar con un paquete de material como el siguiente.

Cantidad	Producto
1	Tubo endotraqueal de 4mm de diámetro, para intubación de saco aéreo
5	Hojas de bisturí estériles
5	Jeringas de 1ml
5	Jeringas de 3 ml
2	Catéteres IV 24 G
2	Catéteres IV 22 G
4	Catéteres de mariposa 23 G
4	Catéteres de mariposa 25 G
5	Agujas de 23 G
5	Agujas de 25 G
5	Agujas de 27 G
	Algodón torunda
	Algodón plisado
1 frasco	Doxopram (gotas)
1 frasco	Doxopram (inyección)
1 frasco	Adrenalina
1 frasco	Bicarbonato

Tomado de Cooper (2002).

14.-RECUPERACIÓN.

Es el tiempo entre el cese de la administración de anestésicos y el momento en que el animal es capaz de mantener una posición en decúbito esternal sin ayuda. Siendo resultado de la eliminación del fármaco el cerebro, para lo cual se requiere de un descenso de la presión parcial del anestésico a nivel de los capilares aéreos, que a su vez causa una depresión de la presión parcial del anestésico en la sangre y finalmente el cerebro.^(1, 57)

Este procedimiento es rápido generalmente menor a 5 minutos, si se ha usado sevoflurano o isoflurano. Mientras que con el halotano la recuperación puede ocurrir hasta en 15 minutos.⁽⁵⁷⁾ Pero es importante recordar que debido a la gran superficie de los sacos aéreos la recuperación puede ser prolongada a causa del almacenamiento del anestésico en los sacos aéreos.⁽¹⁹⁾

Durante el periodo de recuperación suelen manifestarse algunos problemas que deberán atenderse de inmediato como la regurgitación, la depresión respiratoria, pérdida de líquidos. En caso de que se requiera la administración prolongada de líquidos postanestésicos deberán administrarse mediante vía ósea.^(9, 10)

Las aves cuando sienten dolor dejan de comer y de beber por lo que una analgesia insuficiente puede comprometer la recuperación postoperatoria al desarrollar hipoglucemia con relativa rapidez. Las aves pequeñas que no comen después de tres horas tras la recuperación podrían ser alimentadas mediante una sonda colocada en el buche, para evitar la hipoglucemia. Se administraran mediante esta vía fluidos y nutrientes. Además de analgésicos será necesaria la administración de antibióticos rutinarios para evitar una posible infección.^(9, 10)

Monitorización.

Durante la recuperación es preciso realizar evaluaciones del individuo. En las aves es conveniente evaluar el SNC, aparato respiratorio, aparato cardiovascular y temperatura.

En el SNC evaluaremos la reaparición de los reflejos, la motilidad muscular, la conciencia y el comportamiento. Mediante el tacto con la caricias, masajes o sonidos familiares al ave se logra acelerar la recuperación tras el uso de agentes inhalados.

Al aparato cardiovascular se le puede evaluar mediante la frecuencia, ritmo cardiaco y color de mucosas.

Extubación. Es un procedimiento de suma importancia y consiste en retirar el tubo endotraqueal, se realiza cuando el individuo se encuentra conciente y ya tiene el reflejo de la deglución. Antes de la extubación se retiran todos los materiales que se encuentren en la cavidad oral como sangre, agua, material quirúrgico, etc. Si el tubo endotraqueal tiene manguito de seguridad se deberá desinflar antes de retirarlo para evitar traumatismos. Este procedimiento se realizara con las debidas precauciones para evitar que el ave rompa el tubo y este se quede dentro de la tráquea.

Administración de oxígeno. Se debe administrar oxígeno durante varios minutos después del cese de administración de anestésico. La oxígeno-terapia previene la hipoxemia en los pacientes con frío y temblores (200ml/kg/min). Este tratamiento esta indicado para corregir la oxigenación insuficiente, pero no la hipoventilación. También se recomienda para aves seniles, obesas, con neumonía y cardiopatías. En las aves se puede administrar mediante

maskarilla, en una carpa, en una cámara anestésica, o intubación endotraqueal si el ave esta inconsciente.

Sin embargo la oxigenoterapia no debe prolongarse por muchas horas y debe mantenerse a concentraciones no mayores de 60%, además el oxígeno administrado debe ser humidificado.^(57, 67)

Estimulación del paciente. Al hablarle a un animal o pellizcarlo, abrirle el pico o masajearlo se aumenta el caudal de información hacia el Sistema Retículo Activado del encéfalo.

Cuidados postoperatorios del animal.

Se deja que el ave se recupere sola en un área tranquila y con iluminación débil además de una temperatura correcta, pues la hipotermia postoperatoria es un factor adverso durante la recuperación. Para contrarrestar la hipotermia es conveniente colocar los pacientes en una incubadora o una jaula con temperatura de 35 °C para rapaces. También se puede contener al ave en una toalla aislante para evitar que se lesione, especialmente si se administro ketamina. Si se decide arropar al ave es muy importante mantener visible la cabeza y mantener al paciente en decúbito esternal. Esta sujeción física también permite la administración de líquidos y alimentos si son necesarios.^(10, 56, 57)

La respuesta al contacto humano varia considerablemente entre las diferentes especies de aves, además también influye las experiencias previas del ave. El contacto excesivo puede tener efectos adversos en aves que no estén acostumbradas. Si el ave se espanta es importante evitar que se lastime, para lo cual se puede colocar un vendaje alrededor de las alas.^(9, 10)

Analgesia.

Bernard E. Rollin asevera que el dolor no mitigado es el mayor mal para un animal y que el derecho más fundamental de cualquier animal es el derecho al alivio del dolor o al cese del dolor.⁽⁴¹⁾

La analgesia es la ausencia de dolor que se consigue mediante el uso de fármacos u otros sistemas de terapia.⁽⁵⁰⁾

Los cambios que se observan en el animal que no es tratado con analgésicos son el miedo, inquietud, disminución de la función cardiovascular, disminución del apetito, cicatrización más lenta de las heridas, un mayor riesgo de infección y coagulación intravascular diseminada.^(41, 30)

El dolor ha sido definido por la Asociación Internacional para el Estudio del Dolor (IASP) como "la experiencia sensorial, emocional o ambas, displacentera asociada a un daño al tejido real o potencial". La nocicepción se relaciona con el reconocimiento de señales en el sistema nervioso que se originan en los receptores sensitivos y que proveen información relacionada con el daño al tejido. Por lo que en las últimas décadas del siglo pasado la humanidad ha reconocido que los animales pueden tener experiencias dolorosas, mientras que en tiempos pasados la lucha violenta y la vocalización observadas durante o después de una intervención quirúrgica se atribuían a respuestas del sistema nervioso autónomo o a reflejos musculares descontrolados. Por lo que en la actualidad el vocablo dolor se usa por igual para los humanos como para los animales. El dolor tiene la función protectora para inducir una inmovilización de los tejidos lesionados, lo que ayuda a prevenir daños posteriores, además de que estimula la respiración.^(29, 41, 42, 57, 67, 73)

El dolor se produce cuando las células nerviosas de la piel o de los tejidos profundos (nocioceptores) detectan un estímulo nocivo, entonces el estímulo es transportado en dirección central por una clase específica de fibras. Pero los nocioceptores no solo se encuentran en la piel sino también en peritoneo, pleura, periósteo, hueso subcondral, cápsulas articulares, músculos, tendones, vasos sanguíneos y algunas vísceras.^(41, 30)

Al parecer el dolor somático (el que surge de la piel, tejido subcutáneo, músculo, huesos o articulaciones) se transmite tanto por fibras nerviosas delta A, como por las fibras nerviosas C. Mientras que el dolor visceral únicamente se transmite por las fibras nerviosas C. Las fibras nerviosas delta A son mielinizadas y responden a estímulos mecánicos o térmicos, estas fibras transportan los impulsos a altas velocidades (5-30m/seg) por lo que dan una sensación dolorosa aguda y causan la respuesta refleja de retirada. Las fibras nerviosas C son amielínicas y tienen una velocidad de conducción de 0.5-2m/seg. estas fibras responden a estímulos químicos, térmicos intensos o mecánicos. Siendo responsables del dolor constante y más prolongado.^(30, 41, 67)

Las fibras aferentes ingresan al canal espinal como nervios periféricos a través de la raíz dorsal, alcanzando el asta dorsal de la medula espinal, donde tiene lugar el procesamiento de las señales, pero también esta zona se conecta con fibras que ascienden hacia los centros superiores.^(41, 42)

Los nocioceptores son estimulados por sustancias endógenas como la bradicinina, calidina, ácidos, leucotrienos, prostaglandinas, enzimas proteolíticas, potasio, histaminas y serotonina.⁽⁶⁷⁾

La sensibilización periférica es dependiente de la liberación de aminas vasoactivas desde el tejido dañado y las células inflamatorias, y de la liberación de neuropéptidos desde las terminales nerviosas nociceptivas excitadas en el área lesionada.⁽⁴¹⁾

Los animales silvestres no muestran signos de dolor o angustia, pues esto los convierte en presa fácil para otros animales sanos, por lo que como mecanismo de defensa natural estos animales son expertos en ocultar el dolor.⁽⁴¹⁾

Se recomienda administrar los analgésicos antes de que el animal tenga conciencia del dolor o se inicie el estímulo, pues la prevención eficaz del desarrollo de la hiperexcitabilidad logra una reducción del dolor postoperatorio de mayor duración que la misma acción farmacológica del analgésico. Además de lograr un alivio oportuno del dolor en los pacientes en recuperación el uso preventivo de los analgésicos permite reducir la cantidad de anestésico general que se requiere, así como las dosis de analgésicos postanestésicos. Esto se logra cuando los analgésicos bloquean la sensibilidad del SNC a los estímulos nocivos.^(30, 41, 57, 67)

Es de suma importancia el tratamiento del dolor pues su presencia puede acarrear muchas consecuencias encabezadas por la respuesta al estrés. Pues en respuesta al mismo se puede conducir al deterioro de numerosas funciones fisiológicas como la depresión evidente del sistema inmunológico, se retrasa la cicatrización de las heridas y se incrementa la incidencia de complicaciones postoperatorias: como la liberación de catecolaminas, taquicardia y vasoconstricción periférica; se puede reducir la motilidad gastrointestinal con el dolor, el dolor promueve la descarga de la hormona antidiurética y contribuye al desequilibrio hídrico, excitación y en casos graves se puede presentar la automutilación. De igual forma la pérdida de peso en el periodo inmediato a la cirugía es mayor si no se incluyen analgésicos

durante el procedimiento. Por todo lo anterior es importante el alivio del dolor para reducir el periodo de convalecencia.^(30, 41)

Se ha demostrado que tanto la edad como el sexo influyen en la respuesta a los analgésicos.⁽²⁹⁾

Pocos son los estudios que se han realizado sobre los efectos de los analgésicos en las aves, se ha observado en las aves un umbral relativamente alto al dolor.⁽⁷³⁾ Las zonas más sensibles de la aves son la cera, la cresta, las barbillas, la cloaca, las partes cubiertas de escamas y los cojines plantares.⁽¹⁹⁾

La analgesia sistémica se puede inducir por agentes parenterales o por la administración de óxido nítrico combinado con un agente anestésico inhalado y O₂, lo que además reduce el consumo del anestésico.⁽²¹⁾

Opioides.

Estos fármacos se derivan del opio (morfina y codeína) y su empleo para tratar el dolor data desde 2000 años atrás. Actúan a nivel de los receptores opioides mu, sigma y kappa. Estos fármacos bloquean la transmisión de estímulos nocivos hacia los centros nerviosos superiores al actuar sobre receptores presinápticos y postsinápticos de los nervios sensitivos aferentes primarios a nivel de la médula espinal. Al interferir con el ingreso de calcio en ciertas neuronas disminuyen la liberación de neurotransmisores como acetilcolina, norepinefrina y dopamina. Cuando se administran en combinación con otra clase de analgésicos el resultado es supraaditivo. Su administración preoperatoria protege al sistema nervioso central de los cambios adversos resultantes de la entrada de estímulos nocivos, lo

que permite utilizar dosis postoperatorias más bajas. Se metabolizan en el hígado y se excretan por vía renal.^(41, 57, 67)

Hay tres tipos de fármacos opiáceos: los agonistas, los agonistas-antagonistas y los agonistas parciales. Los agonistas se fijan a todos los receptores, produciendo analgesia, depresión respiratoria, sedición y adicción. Los agonistas-antagonistas son agonistas de los receptores Kappa y antagonistas de los mu; controlan el dolor leve a moderado. Dentro de los agonistas parciales se encuentra la buprenorfina, se fija a los receptores mu pero solo los activa en forma parcial.⁽⁶⁷⁾

Los agonistas mu como la morfina poseen un efecto antidiurético, mientras que los agonistas Kappa como el butorfanol promueven la diuresis.⁽⁶⁸⁾

El Butorfanol. Estimula los receptores Kappa pero no los receptores mu, pudiendo causar una sedación muy marcada. Es eficaz y seguro para el dolor visceral ligero a moderado. Son de corta duración, costosos, requieren hospitalización y provoca niveles sanguíneos de "máximo y mínimo". Tienen el inconveniente de causar depresión respiratoria, bradicardia, excitación, jadeo, estimulación auditiva y náuseas.

AINES (analgésicos antiinflamatorios no esteroideos) son:

Ácido acetilsalicílico.

Paracetamol.

Carprofeno.

Ketoprofeno.

Piroxicam.

Flunixin.

Los efectos clínicos de estos fármacos son el resultado de la inhibición de la síntesis de prostaglandinas, al inactivar la enzima ciclooxigenasa (COX). Existen dos tipos de ciclooxigenasa, la COX 1 participa en la síntesis de prostaglandinas que regulan la función celular normal y COX 2 que se expresa durante los procesos inflamatorios.^(30, 57, 67)

Las prostaglandinas PGE₂ y PGI₂ participan en la generación de los estímulos nocivos en la periferia. Pero también evitan la formación de otras prostaglandinas que regulan funciones fisiológicas normales, por lo que su inhibición puede causar deterioro de la función renal, así como irritación y ulceración gástrica pues las PGE₂ y PGI₂ promueven la secreción de moco protector en el aparato intestinal.^(30, 57, 67)

El piroxicam, el ácido acetilsalicílico y la indometina son más selectivos para la COX-1, por lo que estos fármacos pueden afectar más la función fisiológica normal. Otro inconveniente que tienen los AINES es la alteración en la agregación de las plaquetas que puede provocar un incremento del tiempo de hemorragia.^(30, 57, 67)

El flunixin causa un incremento de los niveles plasmáticos de urea, por ser nefrotóxico. Por lo que se recomienda posponer la administración de flunixin hasta después de la anestesia, y no se recomienda el uso preventivo o intraoperatorio. El uso de este fármaco en las aves se ha asociado a insuficiencia renal debido a sus diferencias estructurales anatómicas y hemodinámicas renales con respecto a los mamíferos. La insuficiencia renal inducida por AINEs suele ser reversible mediante la fluidoterapia IV.^(41, 57)

En las aves ayuda en casos de shock y traumatismos, usado a dosis de 1-10 mg/kg. Se relaciona con vómito y diarrea en algunas aves.⁽⁷³⁾

Carprofen. Es un inhibidor selectivo de la COX-2. Es efectivo en pacientes con dolor postoperatorio de los tejidos blandos en problemas ortopédicos y asociados a enfermedades articulares degenerativas. Para este fármaco la toxicidad parece ser mínima.^(67, 67)

La dosis de los opioides administrados con AINEs se disminuye considerablemente.

No se recomienda usar en aves con afección hepáticas, renales o cardíacas.⁽⁷³⁾

Ketoprofen. La vida media de este medicamento parece ser de 2-3 horas en mamíferos. Es un potente inhibidor de la ciclooxigenasa y poco menos de la lipooxigenasa, puede causar hemorragias.⁽⁶⁷⁾

No se recomienda su uso en aves con afección hepáticas, renales o cardíacas.⁽⁷³⁾

Ácido acetil salicílico se ha usado sin efectos adversos (en tabletas) como analgésico, antipirético y antiinflamatorio a dosis de 30 mg/200 g de peso. Se ha probado su uso en forma oral a una dosis de 325 mg/l de agua.^(73, 79)

Evaluar el dolor en aves no es tarea fácil, pues ocultan signos de dolor, por lo que la evaluación del dolor se realiza en base al comportamiento: Inmovilidad, desmayo, agresión incrementada, locomoción o postura anormal, disminución de las vocalizaciones, menos respuesta a los estímulos de estrés y picoteo o desplume sobre el área adolorida o inclusive mueren. Por esto son pacientes de alto riesgo anestésico.⁽²¹⁾

Las aves pueden suprimir el dolor artrítico intenso cuando se les coloca en otro albergue diferente o durante la incubación. Las aves falconiformes exhiben quietud y falta de respuesta ante un dolor o malestar intenso.

Algunos de los analgésicos más usados es aves son los siguientes:

Buprenorfina 0.02 mg/kg IM.

Butorfanol 3-4 mg/kg IM en la mayoría de rapaces⁽¹³⁾, otros autores recomiendan una dosis de 0.5-2 mg/kg IM.

Carprofen 5-10 mg/kg. Este fármaco ha sido probado en patos y aves repaces.⁽²¹⁾

Ketoprofen 5-10 mg/kg IM.

Meloxicam 0.2 mg/kg.

Flunixin 1-10 mg/kg IM, dosis recomendada por Flecknell.^(8, 9, 18, 57)

15.-CONCLUSIONES

Como Médicos Veterinarios Zootecnistas generales estamos acostumbrados a tratar con especies domésticas, cuyos conocimientos son la base para atender animales silvestres, sin embargo cuando los atendemos es de vital importancia tener los conocimientos biológicos, anatómicos y fisiológicos de la especie a tratar con la finalidad de no dañar más a nuestro paciente y por el contrario beneficiarlo con nuestra atención medica. Pero además las herramientas medicas que usamos en la clínica de animales domésticos como las pequeñas especies son las que nos podrán auxiliar en la clínica de animales silvestres, ocasionalmente tenemos que hacer algunas modificaciones para tratar con aves. Esto no significa que tengamos que improvisar todo pues hay herramientas especiales para trabajar con diferentes animales silvestres.

De acuerdo a nuestra formación medica conceptuamos a las aves como parvadas cuya salud deberá ser mantenida por periodos cortos, donde se busca llegar a un peso adecuado para el mercado y llevarlas al rastro. Pero generalmente no consideramos a las aves como animales de compañía, de investigación, de entretenimiento o como individuos propiamente. Sin embargo existen personas muy interesadas en la protección de las especies, o de un solo individuo tanto por su valor biológico como por su valor estimativo o incluso económico. Tal es el caso de las aves rapaces como el águila harpía, cuya especie esta severamente amenazada, por lo que es de vital importancia mantener saludables a los ejemplares que se tienen en programas de reproducción. También existen personas que invierten muchos meses de entrenamiento en un ave, ellas se encuentran muy interesadas en mantener sanas a su aves, debido al tiempo invertido en ellas, al valor económico y también como consecuencia le tienen un valor estimativo. Otras personas interesadas en la salud de las

aves rapaces son los responsables de los centros de rehabilitación donde la salud de cada ave es tan importante como la salud de una mascota.

Es por ello que considero importante que el medico veterinario invierta tiempo en aprender los fundamentos básicos para otorgar una buena atención medica a las aves de presa, con la finalidad de no dañar más a nuestro posible paciente y otorgar una buena asesoría al propietario. Lo que nos permitirá el acceso a un mercado aún no muy explotado por el medico veterinario. Y que en México, un país con una gran biodiversidad tiene un gran potencial en este campo de trabajo.

Para poder realizar una gran cantidad de manejos médicos en las aves de presa es necesario abolir el dolor y el estrés, para lo cual podemos usar los diversos fármacos anestésicos disponibles en el mercado, tanto inyectados como inhalados, cada cual con sus ventajas y sus desventajas.

Dentro de los anestésicos inyectados tenemos a la ketamina, el propofol y tiletamina entre los más utilizados para anestesiarse aves. Estos fármacos son de fácil adquisición y administración. Además tienen la gran ventaja de su fácil transporte.

Para el caso de animales traumatizados recientemente no son muy recomendables, debido a que generalmente las aves se encuentran es estado de shock, por lo que es básico estabilizarlas antes de anestesiarse. Adicionalmente a ello algunos anestésicos como el propofol son de uso exclusivo por vía intravenosa, lo que complica el panorama si recordamos que las venas de las aves son muy frágiles y que con una gran frecuencia se ponchan, causando hematomas y una administración inadecuada de los fármacos, lo que

puede causar daño tisular, debido a las características químicas del fármaco. Una vez administrado el anestésico es difícil tener control sobre sus efectos pues no hay manera de hacer más profundo o más ligero el estado anestésico.

Por otro lado el anestésico inhalado más comúnmente usado en la clínica de pequeñas especies que se encuentra disponible en México es el halotano, aunque existen clínicas que cuentan con sevoflurano o isoflurano. Por lo que son los más utilizados en aves. De los cuales el más adecuado es el isoflurano debido a sus características en la inducción, recuperación, analgesia y relajación muscular.

Estos fármacos han revolucionado la anestesia en aves pues tiene la ventaja de que no se requiere estresar mucho al ave para su administración, pudiéndose hacer la inducción por medio de cámaras anestésicas confortables para nuestros pacientes, así como mediante mascarillas, logrando una rápida inducción. Mientras que el mantenimiento se puede realizar mediante mascarillas, intubación endotraqueal o por intubación de un saco aéreo. La profundidad anestésica se puede modificar fácilmente al incrementar o reducir el porcentaje de anestésico administrado mediante la mezcla de gases. La recuperación es muy rápida debido a que en un gran porcentaje los anestésicos se eliminan mediante la vía aérea, con un mínimo metabolismo hepático o renal. Además se pueden usar bien en problemas de emergencia médica, aunque esto no quiere decir que no se tenga que estabilizar al ave antes de anestesiarla.

Sin embargo para la administración de anestésicos inhalados se requiere tener los aparatos anestésicos además de definir las tareas del personal en el quirófano. Esto representa una gran inversión inicial que a largo plazo es muy costosa debido a la seguridad que se le

brinda a nuestros pacientes y a lo económico que resultan los procedimientos anestésicos. Otro obstáculo que se tiene que librar es la poca disponibilidad comercial de accesorios necesarios para la administración de estas drogas a las pequeñas aves, como tubos endotraqueales, mascarillas, cámaras anestésicas, cojines térmicos entre otros; por lo que mucho de este equipo medico tendrá que ser diseñado por el anestesista, mediante improvisación del material ya existente. Esta improvisación tiene la ventaja de que los accesorios bien elaborados y útiles tienen un costo insignificante.

Debido a lo anterior los anestésicos inhalados son una herramienta práctica de la clínica veterinaria que ofrece ventajas sobre la anestesia inyectada, ya que las aves pueden volar incluso a los 5 minutos posteriores a la suspensión del fármaco (sevoflurano). Sin que ello indique que la anestesia inyectada no tenga sus aplicaciones.

En consecuencia del aprendizaje de las técnicas anestésicas inhaladas en aves falconiformes y con el previo conocimiento de su biología, anatomía y fisiología fácilmente se pueden aplicar estas técnicas anestésicas en una gran diversidad de aves como galliformes (faisanes), columbiformes (palomas), psitaciformes (pericos), estrigiformes (búhos), piciformes (tucanes), passeriformes (aves canoras), entre muchas otras. Al aplicar estas técnicas se reducen los riesgos anestésicos en las diferentes aves, con la satisfacción del cliente y del medico veterinario. Además el médico veterinario tiene la oportunidad de contribuir con la conservación de las especies.

16.-BIBLIOGRAFÍA

1. Adams R. H. 2001. Farmacología y terapéutica Veterinaria. Segunda edición. Acribia. España. Pág.195-216. ISBN 84-200-1000-6
2. Aguilar B. E. 1999. Fisiología humana. Segunda edición. McGraw-Hill interamericana. ISBN 84-486-0237-4
3. Alcock J. 1998. Animal behavior. Sixth edition. Sinauer associates, Inc. publishers. ISBN 0-87893-009-4
4. Altamn R. B. and Forbes N. A. 1998. Self-Assessment color Review of avium medicine. Iowa state university press. ISBN 0-8138-2339-0
5. Barash P. y Cullen B. 1997. Anestesia clínica. Tercera edición. McGraw-Hill ISBN 0-397-51482-4
6. Barash P; Cullen B. and Stoelting R. 2001. Clinical anaesthesia. Lippincott Williams and Wilkins. ISBN 0-7817-2268-3
7. Benítez-Lugo A.E.; Cachofeiro M.V.; Cardinali y Lorzaga G. P. 1999. Fisiología humana. Segunda edición. McGraw-Hill interamericana. ISBN 84-486-0237-4
8. Beynon P. H. and Cooper J. E. 1999. Manual de animales exóticos. Ediciones. España. Pág. 173-246. ISBN 84 -87736 -26 -2

9. Beynon P. H.; Forbes N. A. and Hercourt-Brown N.1996. Manual of raptors, pigeons and waterfowl. Iowa state university press. United States. Pág.79-88,116-232. ISBN 0-8138-8767
10. Beynon P. H.; Forbes N. A. and Lawton M. 1996. Manual of psittacine birds. BSAVA. United States. Pág.49-59, 228-234. ISBN 0-8138-2349-8
11. Botana L. M.; Landoni. F. y Jiménez M.T. 2002. Farmacología y terapéutica veterinaria. McGraw Hill. Pág.183-207. ISBN 84-486-0471 – 7
12. Bush M. 1996. Methods of capture, handling and anesthesia. Kleiman D. and Allen M. Wild mammals in captivity principles and techniques. The university of Chicago press. ISBN 0-226-44003-6
13. Carpenter J. W. and Mashima T. Y.2001. Exotic animal formulary. Second edition. Saunders Company. United States. Pág. 107-227. ISBN 0-7216-8312-6
14. Chebez J. C. 2001. "Order falconiformes (hawks, eagles, flacons, vultures)". Fowler M. E. Biology, medicine and surgery of sout american wild animal. lowastatee university press, ames. ISBN 0-8138-2846-5
15. Chernow B. 1994. The pharmacologic approach to the critically ill patient. Third edition. ISBN 0-683-01524-9

16. Ciapparelli L. Reparación de estructuras no dentales con materiales dentales. Crossley D. A. y Penman S. Manual de odontología en pequeños animales. Harcourt. Pág.299-305.
17. Clark W. G.; Brater C. y Johnson A. 1993. Farmacología medica. 13 edición. Mosby. ISBN 84-8086-057-X
18. Cocchiara R. F., Miller E. D.; Reves G. J.; Roizen M. F. and Savarese J. J. 2000. Anaesthesia. Fifth edition. Churchill Livingstone. ISBN 0-443-07988
19. Coles. B.H.1997. Avian medicine and surgery. Blackwell science. United States Pág. 125-147.
20. Collar N. 1994. Handbook of the birds of the world. Volume I and II. Lynx edicions-Barcelona. ISBN 84-87334-10-5
21. Cooper J. E. 2002. Birds of prey health and disease. Third edition. Blackwell scientific publications. United States. Pág. 13-27, 171-184. ISBN 0 -632- 05115- 9
22. Coughlan A. R. y Miller A. 1999. Manual de reparación y tratamiento de fracturas en pequeños animales. Editorial Harcourt. España. ISBN 0-905214-34-4
23. Cunningham J. 2003. Fisiología veterinaria. Tercera edición. Saunders. España. Pág. 468-506. ISBN 84-8174-659-2

24. Deeming.D.C. 2001.El avestruz biología , producción y sanidad. Acribia S.A. Pág. 37-64.
ISBN 84-200-0947-4
25. De los Reyes Obregón - Pareja D. M. 1997.Cetrería y aves de presa , un duende de nombre Gavilán. ISBN 84-8507-30-3
26. Duke J. B. and Schidt-Nielsen K.1997. Animal physiology adaptation and environment.
Fifth edition. Cambridge university press. Pág. 41-51. ISBN 0-521-57098-0
27. Dutta H. M. and Munshi D. 2001. Vertebrate functional morphology. Science publishers,
Inc. ISBN 1-57808-098-3
28. Manual de anatomía topográfica de las aves domesticas. Facultad de Estudios
Superiores Cuautitlán. Editorial UNAM.
29. Flecknell.P.A.1998. Anestesia de animales de laboratorio. Acribia S.A. España.
Pág. 15-102. ISBN 84-200-0851-6
30. Flecknell P. 2000. Pain management in animals. W.B. Saunders. China. Pág. 1-21.
ISBN 0-7020- 1767- 1
31. Fowler M. E. 1993 Zoo and wild animal medicine. Third edition. Saunders company
ISBN 0- 7216-3667-5

32. Flower M. E and Cubas Z. S. 2000 Biology, medicine and surgery of south american wild animal. Iowa state university press, ames. United States. Pág. 115-132.

ISBN 0- 8138- 2846- 5

33. Flower M. E. and Miller E. R. 2003. Zoo and wild animal medicine. Fifth edition. United States. Pág.150-160. ISBN 0-7216-9499-3

34. Ganong W. F. 2000. Fisiología médica. Décimo séptima edición. Manual moderno.

ISBN 968-426-854-8

35. Gill F. B. 1995. Ornithology. Second edition. W.H. Freeman and company.

ISBN 0-7167-2415-4

36. Gleed R. 1999. Manual of small animal anaesthesia and analgesia. BSAVA

ISBN 0-905214-48

37. Goodman and Gilman A. 2003. Las bases farmacológicas de la terapéutica. Volume I y II
Décima edición. McGraw Hill. México. Pág.331-374, 393-406, 577-628. ISBN 970-10-3879

38. Guyton. Hall. 2001. Tratado de fisiología medica. Décima edición. Mc. Graw Hill

ISBN 84-486-0322-2

39. Harcourt-Brown N. 2000. Birds of prey anatomy, radiology and clinical conditions of the pelvic limb. Zoological Education Network.

ISBN 0-9636996-9-5

40. Heard D. J.. Avian laparoscopy. Paginas 754 –763. Bojrab J. M. Current techniques in small animal surgery. Fourth edition. Willians and Wilkins. 1998. ISBN 0683- 00890-0
41. Hellebrekers L. J. 2002. Manejo del dolor en medicina veterinaria. Inter-médica. Argentina. Pág. 1-26, 37-98, 125-140. ISBN 950-555-257-2
42. Hell P. W. Pain management for the surgical patient. Slatter Douglas. Textbook of small animal surgery. Third edition 2003. ISBN 0-7216-8607-9
43. Hickman and Larson. 1999. Principios integrales de zoología. Décima edición. McGraw-Hill interamericana. España. Pág. 574-599. ISBN 84-486-0205-6
44. Hickman and Larson. 2002. Principios integrales de zoología. Undécima edición. McGraw-Hill interamericana. España. ISBN 84-486-0330-3
45. Howell S. N. and Webb S. 1995. A guide to the birds of Mexico and Northern Central America. Oxford university press. California. ISBN 0-19-854012-4
46. Hubbell J. A. Anestesia. Birchard S. J. y Sherding R. G. Manual clínico de procedimientos en pequeñas especies. Segunda edición. McGraw-Hill. 2002. España. Pág. 15-24. ISBN 84-486-0463-6
47. Kalant H. 2002. Principios de la farmacología médica. Sexta edición. Oxford. México. Pág. 262-292. ISBN 970-613-571-5

48. Kardng. 1999. Vertebrados, anatomía comparada, función y evolución. Segunda edición MacGraw-Hill. Pág. 377-413. ISBN 84-486-0253-6
49. Katzung B. G. 2002. Farmacología básica y clínica. Manual moderno. Pág. 477-492. ISBN 968-426-945-5
50. Kinke G. J. 2000. The laboratory rat. Academic press. Pág. 511-516.
51. Kruse K. T. Patient monitoring. Slatter D. Textbook of small animal surgery. Third edition 2003. ISBN 0-7216-8607-9
52. Lawton M. P. Oftalmología de las especies exóticas. Peterson- Jones y Crispin S. M. Manual de oftalmología de pequeños animales. Ediciones. 1999. España. Pág. 291-306. ISBN 84-87736-28-9
53. Lawton M. P. Perdida de las plumas en los pájaros. Harvey Richard G. y Mason Ian S. Manual de dermatología en pequeños animales. Ediciones. Pág. 203-208.
54. Luisitos Pablo. Avian anesthesia. Greene S.A. Veterinary anesthesia and pain manegement secrets. Hanley and belfus, Inc./ philadelphia 2002 . Pág. 275-281. ISBN 1-56053-442-7
55. Maddison Jill E. 2002. Small animal clinical Pharmacology. Saunders. ISBN 0-7020-2573-9

56. Manfred H. 1997. Birds of prey medicine and management. Black well science. Pág. 2-4, 221-225. ISBN 632-04186-2
57. McKelvey D. y Hollingshead W. 2003. Manual de anestesia y analgesia veterinaria. Tercera edición. Mosby. España. Pág.1-398. ISBN 84-932811-5-8
58. Mc Lelland J. 1992. Atlas en color de anatomía de las aves. McGraw-Hill. Pág. 95-119. ISBN 84-7615-853-X
59. Molina; Grífols y Martínez. 2002. Medicina de animales exóticos. Grass edicions. España. Pág. 1-100. ISBN 84- 7714 -163 -0
60. Morgan E. y Mikhail M.S. 1995. Anestesiología clínica. Manual moderno. ISBN 968-426-777-0
61. Morrissey J. K. and Bennett A. Avian soft tissue surgery. Bojrab J. M. Current techniques in small animal surgery. Fourth edition. Williams and Wilkins. 1998. Paginas 747-754. ISBN 0683- 00890-0
62. Municio A. M. 1997. Ciencias de la naturaleza , zoología III. Volumen 8. Editorial planeta ISBN 84-08-46175-3
63. Muir W.W.; Hubbell J.; Skarda R. and Bednarski. 2001. Manual de anestesia veterinaria. Tercera edición. Mosby. España. Pág. 1-40, 134-181, 210-231 y 372-406. ISBN 84-8174-538-4

64. Nye R. R. Trastornos del aparato respiratorio de las aves. Birchard S. J. y Sherding R. G. Manual clínico de procedimientos en pequeñas especies. Segunda edición. McGraw-Hill. 2002. España. Pág. 1671-1680. ISBN 84-486-0463-6
65. Oglesbee B. L. Técnicas en las aves. Birchard S. J. y Sherding R. G. Manual clínico de procedimientos en pequeñas especies. Segunda edición. McGraw-Hill. 2002. España. Pág. 1633-1640. ISBN 84-486-0463-6
66. Olsen G. H. and Orosz S. E. 2000. Manual of avian medicine. Mosby . Pág. 464-489. ISBN 0-8151-8466-2
67. Paddleford R. 2001. Manual de anestesia en pequeños animales. Segunda edición. Inter-Médica. Argentina. Pág. 294-327. ISBN 950-555-238-6
68. Pascoe P. J. Manejo perioperatorio del tratamiento con líquidos. DiBartola S. P. Terapéutica de líquidos en pequeñas especies. Segunda edición. McGraw-Hill. 2000. México. Pág. 325-350. ISBN 0-7216-7739-8
69. Pérez R. A. and Parra M.J. 1999. Manual de analgesia y anestesia en el perro. McGraw-Hill. ISBN 84-486-0233-1
70. Proctor N. S. and Lynch P. J. 1993. Manual of ornithology, avian structure and function. ISBN 0-300-05746-6

71. Redig P; Cooper J. E.; Remple D. and Hunter B. 1993. Raptor biomedicine. University of Minnesota press Minneapolis. Pág. 128-133. ISBN 0-8166-2219-1
72. Ritchie B. W. 1995. Avian viruses function and control. Wingers Publishing. Inc. ISBN 0-9636996-3-6
73. Samour J. 2000. Avian medicine. Mosby. United States. Pág.80-97. ISBN 0-7234-2960 -X
74. Schmidt-Nielsen K. and Duke J. B. 1997. Animal physiology, adaptation and environment. Fifth edition. Cambridge university press. ISBN 0-521-57098-0
75. Stades F. C.; Boevé M. H.; Neumann W. y Gimán M. 1999. Oftalmología para el veterinario practico. Intermedica. Argentina. ISBN 950-555-206-8
76. Steiner C.V. y Davis R. B. 1995. Patología de las aves enjauladas / temas seleccionados. Acibia. España. Pág.125-132. ISBN 84-200-0555-X
77. Sumano. Ocampo. 1997. Farmacología veterinaria. Segunda edición. McGraw Hill. ISBN 970 - 10 -1436 -7
78. Swenson M.J. y Reece W.O. 1999. Fisiología de los animales domésticos de Dukes. Tomo uno. Segunda edición. Uteha Noruega editores. ISBN 969-18-5695-3
79. Tully T. N.; Lawton M. P. and Dorrestein G. M.2000. Avian medicine. Butterworth Heinemann. United States. Pág. 38-42, 48, 86-90, 98,180-214. ISBN 0-7506-3598-3

80. Velasco A. y San Román L. 2003. Farmacología fundamental. McGraw Hill. Pág. 317-330. ISBN 84-486-0482-2

81. Ville C. A. 1996. Biología. 8 edición. McGraw-Hill. ISBN 9-70-10-0978-9

82. Welch F. T. 2000. Small animal surgery. Mosby. United States. Pág.1-53
ISBN 0-323-00562-4

83. Welsh E. 2003. Anaesthesia for veterinary nurses. Blackwell publishing. United States.
Pág.55-83, 113-178 y 307-322. ISBN 0-632-05061-6

84. Whitfield P. 1999. A Macmillan Illustrated Encyclopaedic Animal. Volume 2- Birds
ISBN 0-02-865418-8

85. Whittow C. G. 2000. Sturkie's Avian physiology. Fifth edition. Pág. 101-119, 233-259.
ISBN 0-12-747605-9

86. Zenker W.; Janovsky M.; Kurzweil J. y Ruf Thomas.2000. Raptor biomedicine III.
Zoological Education Network, Inc. United States. Pág.169-266, 295-299.
ISBN 0-9636996-1-X

87. Zody K. Radiografía de animales exóticos. Han Connie M. Y Hard Cheryl. Diagnostico
practico por imagen para técnicos veterinarios. Editorial Acribia. España. Pág. 171-202.