



GUÍA DE MANEJO

veterinario

de fauna silvestre

para las haciendas:
Vegas de la Clara, La Candelaria y La Montaña
de la Universidad de Antioquia

Mary Cerliz Choperena
Claudia P. Ceballos



**UNIVERSIDAD
DE ANTIOQUIA**

Facultad de Ciencias Agrarias



Ciencias Animales



GUÍA DE MANEJO

veterinario

de fauna silvestre

para las haciendas:
Vegas de la Clara,
la Candelaria y la Montaña
de la Universidad de Antioquia

Mary Cerliz Choperena
Claudia P. Ceballos



**UNIVERSIDAD
DE ANTIOQUIA**

Facultad de Ciencias Agrarias



Guía de manejo veterinario de fauna silvestre para las haciendas:
Vegas de la Clara, La Candelaria y La Montaña de la Universidad de Antioquia

Mary Cerliz Choperena, MV, Esp., M.Sc.
Claudia P. Ceballos, MV, M.Sc, PhD.

ISBNe: 978-958-5413-01-6
Primera edición: diciembre de 2016

Corrección de textos
Diana Vélez

Diseño y Diagramación
Oficio Gráfico
Sandra María Arango



Esta obra está bajo una licencia de Creative Commons
Reconocimiento –No Comercial-Sin Obra Derivada 4.0 Internacional.



Universidad de Antioquia
Facultad de Ciencias Agrarias
Ciudadela de Robledo, Carrera 75 # 65-87
Teléfonos: (57-4) 219 91 25, 219 91 57
Medellín. Colombia

Página oficial: <http://aprendeenlinea.udea.edu.co/revistas/index.php/biogenesis/issue/archive>
Facebook: https://www.facebook.com/editorial.biogenesis/?ref=aymt_homepage_panel

Tabla de Contenido

Capítulo 1.

Conceptos básicos	9
1.1. Personal	10
1.2. Instalaciones	10
1.3. Herramientas y equipos	10
1.4. Consideraciones a tener en cuenta para la manipulación animal	15

Capítulo 2.

Restricción física	17
2.1. Reptiles	17
2.1.1. Lagartos (iguanas, basiliscos, lagartijas, geckos).....	17
2.1.2. Caimanes y cocodrilos.....	19
2.1.3. Ofidios	20
2.1.4. Tortugas	22
2.2. Aves	13
2.2.1. Aves de la familia <i>Ardeidae</i> (garzas).....	22
2.2.2. Aves de la familia <i>Cracidae</i> (guacharacas, pavas, pavones)	24
2.2.3. Aves de la familia <i>Psittacidae</i> (guacamayas, loros, cotorras y pericos).....	24
2.2.4. Aves de la familia <i>Accipitridae</i> y <i>Cathartidae</i> (aves rapaces y carroñeras)	25
2.2.5. Aves <i>Paseriformes</i> (sinsontes, carriquies, mirlas)	26
2.3. Mamíferos	27
2.3.1. Primates no humanos (monos araña, tití, mono maicero).....	27
2.3.2. Pequeños y medianos carnívoros (zorros, cusumbos, perros de monte, tigrillos)	28

Capítulo 3.

Restricción química	31
3.1. Consideraciones básicas	31
3.2. Reptiles	32
3.3. Aves	33
3.4. Mamíferos.....	33

Capítulo 4.

Toma de muestras sanguíneas.....	35
4.1. Reptiles	35
4.1.1. Ofidios.....	35
4.1.2. Tortugas.....	37
4.1.3. Saurios y Cocodrilos.....	38
4.2. Aves	38
4.3. Mamíferos.....	42

Capítulo 5.

Fluidoterapia	43
5.1. Signos asociados a la deshidratación	43
5.2. Reposición de líquidos	44
5.3. Fluidoterapia	44
5.4. Vías de administración.....	45
5.5. Tipos de soluciones.....	45
5.6. Reptiles	46
5.6.1. Tortugas.....	46
5.6.2. Ofidios.....	47
5.6.3. Saurios	47
5.7. Aves	47
5.8. Mamíferos.....	49

Capítulo 6.

Enfermedades y emergencias en reptiles	51
6.1. Tortugas.....	51
6.2. Saurios	56
6.3. Ofidios.....	59
6.4. Cocodrilos.....	60

Capítulo 7.

Enfermedades y emergencias en aves	63
7.1. Síndrome de mutilación o picaje.....	63
7.2. Infección micótica de la piel	64
7.3. Pododermatitis.....	64
7.4. Enfermedades del sistema urogenital.....	65
7.5. Retención del huevo y distocia.....	66
7.6. Convulsiones.....	66
7.7. Desórdenes del sistema musculoesquelético.....	67
7.8. Traumas de tejidos blandos.....	67

7.9. Mordiscos	68
7.10. Fracturas óseas en aves	68
7.11. Patologías digestivas en aves.....	71
Capítulo 8.	
Enfermedades y emergencias en mamíferos.....	73
8.1. Xenartros	73
8.2. Primates.....	77
8.3. Mustélidos, prociónidos y cánidos	79
Capítulo 9.	
Nutrición	81
9.1. Reptiles	81
9.2. Aves	82
9.3. Mamíferos.....	83
9.3.1. Xenartros: hormigueros, perezosos, armadillos.	83
9.3.2. Dieta para primates no humanos	84
9.3.3. Dieta para mustélidos	84
9.3.4. Dieta para cánidos y prociónidos	84
Capítulo 10.	
Protocolo de valoración de fauna silvestre en las haciendas	85
Referencias Bibliográficas	87

Guía de manejo veterinario de fauna silvestre para las haciendas: Vegas de la Clara, La Candelaria y La Montaña de la Universidad de Antioquia

Mary Cerliz Choperena, MV, Esp., M.Sc., Claudia P. Ceballos, MV, M.Sc, PhD.

Fondo Editorial Biogénesis, 2016

90 p.

ISBN: 978-958-5413-01-6

1. Conceptos básicos 2. Restricción física 3. Restricción química 4. Toma de muestras sanguíneas 5. Fluidoterapia 6. Enfermedades y emergencias en reptiles 7. Enfermedades y emergencias en aves 8. Enfermedades y emergencias en mamíferos 9. Nutrición 10. Protocolo de valoración de fauna silvestre en las haciendas

Capítulo 1

Conceptos básicos

Los animales de fauna silvestre son capturados por diferentes razones, incluyendo evaluaciones clínicas y tratamientos, liberaciones o reintroducciones, investigaciones científicas o control de plagas, entre otras. La captura de los animales está especialmente asociada con su protección, conservación y bienestar, lo cual es regulado por las autoridades ambientales encargadas (Thompson, 2016).

No hay una captura ideal, ni técnica de sistemas de contención que pueda ser utilizada con éxito en todas las ocasiones para una especie particular, porque el éxito depende de factores biológicos y ecológicos y de factores prácticos como la topografía, la temporada, el clima, edad, condición, sexo, los costos y la logística. La restricción física es la forma más eficiente y segura de manejar los animales, y para aplicarla correctamente las personas involucradas deben ser conocedoras del comportamiento del animal a manipular (Thompson, 2016).

Se deben tener en cuenta tres factores básicos al momento de seleccionar la técnica de restricción: (1) que sea seguro para las personas que van a realizar el proceso de restricción y para los animales, (2) que se pueda cumplir el propósito de la restricción y (3) se debe esperar a que el animal se recupere por completo de un procedimiento restrictivo antes de someterlo a otro. Ningún animal deberá capturarse antes de su completa recuperación ya que el efecto acumulativo del estrés puede ser fatal (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

1.1. Personal

Las personas que intervienen en procedimientos de manejo de fauna silvestre deben reunir una serie de condiciones para poder realizar maniobras exitosas y seguras para los animales. La persona que realice la coordinación de esta función debe reunir entre otros: sentido común, fortaleza, delicadeza, sensibilidad, agilidad, habilidad, empeño, recursividad, autoconocimiento, confianza, paciencia, gusto real por los animales, respeto, valentía, conocimiento de sus límites y de los riesgos, conocimiento de la especie y del individuo a manejar, conocimiento de estrategias, comprensión de la situación en la que se enfrentará a los animales durante la maniobra, percepción de sus emociones y entrenamiento en el manejo de las herramientas. Algunas de estas características son innatas, pero otras deben desarrollarse mediante una capacitación permanente, ejercitación y perfeccionamiento de habilidades, investigación y comunicación constante con colegas para compartir conocimientos (Orjuela, 2009).

1.2. Instalaciones

Un factor muy importante para tener éxito en la manipulación del animal es las instalaciones. Cada animal debería estar alojado bajo condiciones que permitan su traslado e introducción en una caja o contenedor sin aplicación de anestesia, lo cual puede cumplirse mediante la combinación de unas instalaciones correctamente diseñadas y prácticas de manejo que permitan movimientos selectivos y contención de los animales. Un buen recinto debe facilitar la manipulación y el confinamiento del animal: cada ejemplar debería disponer de una pequeña área de manejo (por ejemplo una madriguera,

jaula, establo, o un área de alimentación) que pueda ser ocupada diariamente y, en caso necesario, ser utilizada para confinamiento. Un área de este tipo permite el acercamiento al animal para observarlo, anestesiarlo o transferirlo a un contenedor de transporte, para que pueda ser desplazado a una instalación médica para la realización del examen clínico y el tratamiento que fuera necesario. Otras ventajas de un buen encierro incluyen la capacidad para controlar de forma individualizada la ingesta de alimento, administrar tratamientos mezclados con el alimento y recoger muestras individuales de orina o heces. De forma ideal, el diseño de la instalación debería incluir un medio para pesar el animal y para trasladarlo a una jaula de contención (para algunas especies como grandes felinos y ungulados) (Fowler, 2003; Orjuela, 2009). Desafortunadamente, muchas de las nuevas áreas han sido diseñadas de forma deficiente, teniendo poco en consideración los procedimientos básicos de manejo de los animales (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

1.3. Herramientas y equipos

- **Guantes:** son implementos muy importantes para la sujeción. El material de éstos puede variar desde un algodón fino para sujetar roedores pequeños, hasta el cuero duro necesario para manipular ciertas aves, monos y carnívoros pequeños. Los guantes de cuero para soldadores son adecuados para usos generales, sin embargo, se debe tener presente que el uso de guantes gruesos y pesados disminuye la sensibilidad táctil, por lo cual impiden determinar cuán fuerte se está sujetando al animal, a la vez que sentir la respuesta del mismo, es necesario tener



Fotografía: Guantes para manipular fauna silvestre. Orjuela, D.

en cuenta, por una parte, que la de fuerza aplicada debe ser apropiada a la especie y al tamaño del individuo y, por otra, que una presión muy fuerte puede provocarle al animal sofocación, fractura de una costilla o de algún miembro. Por esta razón muchas personas prefieren evitarlos (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009; Varela, 2011). Por último, hay que considerar que algunas especies carnívoras son capaces de atravesar cualquier guante al morderlo, por lo que su uso no es garantía total de protección contra mordiscos o aplastamientos de mandíbulas poderosas.

- **Cuerdas:** las aplicaciones de los lazos son diversas. Los lazos sirven para sujetar animales previamente sedados o tranquilizados y para inmovilizar miembros unidos o separados, cuando ya ha sido atrapado el animal y se va a realizar una manipulación o procedimiento que requiere seguridad

extra o determinadas posiciones fijas (Orjuela, 2009).

Las cuerdas se pueden emplear para enlazar cierto tipo de especímenes, especialmente ungulados de cuello largo, cocodrilos (en ciertos casos), y en algunas ocasiones mamíferos de gran tamaño aunque, por lo general, las cuerdas no son muy útiles en procedimientos de “sujetador de lazo”. Este instrumento consiste en un tubo hueco con un lazo tipo “ahorcador” en uno de sus extremos, utilizado para sujetar al individuo, y tienen un dispositivo para impedir que el lazo se enrolle y otro para fijar su diámetro (González, 2011; Kreeger, Raath & Arnemo. 2002). El sujetador de lazo se utiliza para iniciar el procedimiento de sujeción en ciertos mamíferos y algunos reptiles (como cocodrilos y caimanes); sin embargo, es un implemento poco práctico e inadecuado debido a que los animales silves-



Fotografía: Redes de captura. Choperena, M.

tres que no están amansados, no se rinden, y luchan al grado de causarse lesiones graves (González, 2011; Kreeger, Raath & Arnemo, 2002; Orjuela, 2009).

- **Redes:** son implementos más efectivos y adecuados para la captura y sujeción de animales silvestres. Las redes son muy efectivas si se utilizan del tamaño y diseño adecuado, de tal manera que sean profundas, de materiales resistentes y con agujeros que impidan al animal forzar su cabeza a través de ellos, ya que podría asfixiarse (redes con aro) (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009). El tamaño de la red debe corresponder al tamaño del animal; es importante tener en cuenta que algunos animales carnívoros pueden masticarla y crear perforaciones que les permitan escapar. Ningún tipo de red debe ser utilizada para manipulaciones o traslados de larga duración (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

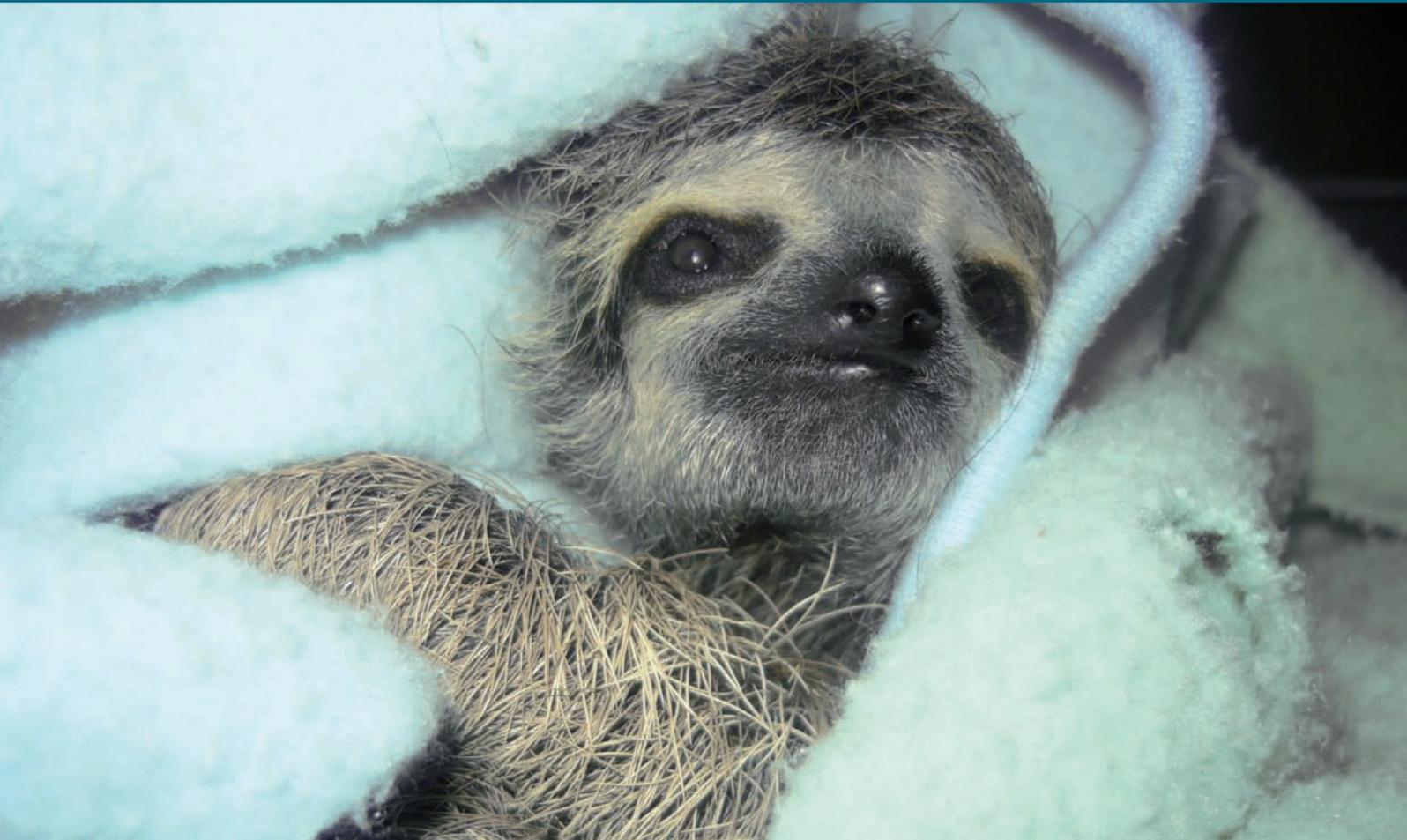
Las redes de tipo -atarraya- son útiles para especies pequeñas y pueden utilizarse en algunos casos, pero son poco seguras y difíciles de maniobrar, por lo que su uso es muy limitado y poco recomendado (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

- **Bolsas de tela, lonas o mantas:** la sujeción de reptiles pequeños (saurios, tortugas pequeñas, serpientes), aves pequeñas y mamíferos puede ser llevada a cabo mediante el empleo de bolsas de tela. Algunos animales pueden sujetarse con toallas gruesas si se trata de manipulaciones de corta duración.

En el caso de aves grandes se puede usar una lona suave, para lo cual hay que arrojarla sobre el animal para tratar de cubrirlo por completo, luego ejercer una ligera presión sobre el ave para inmovilizarla. Posteriormente se levanta suavemente la lona y con una mano se sujeta firmemente la cabeza del ave por detrás, y con la otra mano se bloquean sus alas (M. Fowler & Miller, 2003; Guillén & Ramírez, 2004). Para aves pequeñas se recomienda la misma metodología pero con mantas livianas. Si se usa el método descrito con psitácidos (guacamayas, loras, pericos) es conveniente mantenerlos cubiertos hasta que se introduzcan en la jaula. En el caso de que sean psitácidos grandes y difíciles de manejar, se les puede sujetar por detrás de la cabeza con una mano, justo en la base de su mandíbula, o tratar de mantener toda su cabeza sujeta. Específicamente para el caso, se ubica un dedo a cada lado de la mandíbula y otro sobre su cabeza evitando mantener los dedos cerca del pico, mientras que con la otra mano se sujetan las patas junto con las alas (M. Fowler & Miller, 2003).



Método de sujeción con lonas o mantas en mamíferos. Moreno, S.; Choperena, M.



- Las aves rapaces requieren de especial cuidado a causa de su actitud de “hacerse las muertas”. Si al sujetar el ave, este permanece inmóvil y se deja tocar, debe cubrirse la cabeza y los ojos con un trapo o tela, luego se le sujetan con firmeza las patas cerca de la base de los dedos, se levanta con ayuda del otro brazo, manteniendo el ave apoyada sobre nuestro costado para evitar que despliegue sus alas. Si no se deja tocar, se le puede arrojar una lona un poco pesada para inmovilizarla, mientras el ave permanezca a oscuras no reaccionará. Posterior a esta maniobra, se levanta con cuidado un extremo de la lona hasta localizar sus patas y garras, tratando que el individuo vea lo menos posible hacia afuera. Después de sujetar las patas y garras con las manos, se quita la lona y se intenta mantener en todo momento las alas replegadas junto a nuestro cuerpo. Se recomienda cubrirle los ojos al ave con un pañuelo durante la manipulación (Guillén & Ramírez, 2004).

En el caso de mamíferos medianos y pequeños también se pueden utilizar lonas o mantas para inmovilizaciones y sujeciones, aunque existen otros métodos más efectivos y seguros. La metodología es básicamente la misma: cubrir con la lona o manta, inmovilizar, buscar un lugar adecuado para sujetar (casi siempre el cuello o la cabeza por detrás) y asegurar con la otra mano o con ayuda de otra persona (M. Fowler & Miller, 2003; Guillén & Ramírez, 2004).

- **Jaulas - trampas:** las jaulas pueden estar construidas de diversos materiales, desde madera hasta metal; lo importante es que cuenten con un mecanismo que permita que una puerta tipo “guillotina” se cierre rápida-

mente, ya sea de forma manual o accionada por el animal a capturar (Guillén & Ramírez, 2004). Es común usar carnadas o cebos para atraer al individuo dentro de la jaula; una vez que el animal entra, este intentará tomar el cebo y accionará el dispositivo. Las jaulas o trampas son importantes para capturar y transportar animales silvestres, especialmente mamíferos (Fowler, 2003; Guillén & Ramírez, 2004).

- **Palos y ganchos:** los palos con horqueta pueden ser usados para inmovilizar caimanes y cocodrilos de pequeño tamaño (menos de 50 cm), para después sujetarlos con la mano por detrás de la cabeza a nivel del cuello y amarrarles el hocico con tiras de hule. Las varillas metálicas con gancho plano son imprescindibles para la sujeción de serpientes. También es útil acosar al animal para dirigirlo hacia donde se quiera, teniendo presente que este método no es recomendable para individuos muy ágiles o agresivos (Guillén & Ramírez, 2004; Kreeger et al., 2002; Orjuela, 2009).

1.4. Consideraciones a tener en cuenta para la manipulación animal

Solo se realizan manipulaciones sin previa preparación cuando son verdaderamente necesarias (rescate, emergencia), de lo contrario debe planearse con anterioridad.

- **Consideraciones del medio ambiente.** Las condiciones climáticas pueden plantear un riesgo, particularmente en áreas en



Fotografía: Gancho herpetológico. Choperena, M.

las que el personal y los animales puedan estar expuestos a condiciones extremas de temperatura, entre otras razones porque la termorregulación de los animales es un factor crítico en muchos procesos de restricción. Cuando la temperatura es superior a 32.2 °C y la humedad supera el 70% no es recomendable manipular los animales ya que les cuesta trabajo mantener sus organismos en equilibrio. Se recomienda manipular a los animales diurnos en horas nocturnas o sitios oscuros, y los nocturnos en sitios más luminosos o en el día. Idealmente no se debe manipular animales en horas del mediodía, pues son las horas con mayores temperaturas (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

- **Comportamiento animal.** Es indispensable conocer las principales características físicas y etológicas, reconocer estructuras anatómicas (garras, cuernos, patas, picos o colmillos), identificar la fortaleza, agilidad, habilidad, resistencia y alcance de las especies; así mismo, es importante reconocer las limitaciones o debilidades de cada especie

o ejemplar. En cuanto a los aspectos etológicos, debe tenerse presente la organización social, jerarquía, época reproductiva, gustos, aversiones, temores y condicionamientos (M. Fowler & Miller, 2003). En el caso puntual de cada individuo, se debe tener en cuenta el tipo de crianza y manejo recibido, ya que se pueden implementar alternativas válidas sólo para ese individuo y bajo condiciones muy específicas; no debe esperarse que ese mismo individuo responda igual bajo circunstancias diferentes, caso en el cual deberá considerarse todo su poderío y peligrosidad (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).

- **Estatus jerárquico.** Es de gran utilidad conocer quien lidera un grupo animal ya que este hecho puede convertirse en una gran ayuda o en un gran obstáculo al manipular animales (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).
- **Estado de salud.** Del buen estado de salud depende el tipo y grado de restricción (M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela 2009).



Capítulo 2

Restricción física

En la restricción física se utiliza el conocimiento de las especies, de los individuos y del comportamiento animal, así como la fuerza física y trucos sencillos como los gustos, las aversiones, los temores y las características físicas de los animales, para controlarlos apropiadamente (M. Fowler & Miller, 2003).

2.1. Reptiles

2.1.1. Lagartos (iguanas, basiliscos, lagartijas, geckos)

Para manipular lagartos pequeños o medianos (alrededor de 60 cm) es posible inmovilizarlos con una mano mediante el uso del pulgar y el dedo índice puestos alrededor del cuello del animal. Las patas delanteras se dejan colgar entre el dedo del corazón, anular e índice y pulgar, de manera que el cuerpo repose sobre la palma de la mano, sin comprometer los movimientos respiratorios celómicos (Aguilar, Hernández, Divers, & Perpiñán, 2010). Para manipular animales grandes se sujeta la cabeza a nivel de los huesos temporales, haciendo presión entre los ojos con un dedo. Con la otra mano se debe sujetar la cintura pélvica, dejando las patas traseras contra la base de la cola y la cola entremetida en un brazo, teniendo cuidado con las garras. Es importante recordar que siempre se debe utilizar guantes de carnaza que protejan tanto las manos como los brazos (Aguilar et al., 2010; M. Fowler & Miller, 2003; Orjuela, 2009).



Manipulación de lagartos. Choperena, M.





Manipulación de lagartos. Choperena, M.

2.1.2. Caimanes y cocodrilos

Este grupo de animales es extremadamente peligroso, pero también es muy susceptible al estrés y al cansancio generado durante manipulaciones prolongadas (Orjuela, 2009).

Si los animales están en el agua, y son individuos pequeños, menores a 1 m, por lo regular son capturados con la mano o con la ayuda de un lazo Palmer, o lazos corredizos. Los ejemplares un poco más grandes pueden ser atrapados con atarrayas, trasmallos, redes de arrastre o abatibles, o con una cuerda o tramojo ubicado en el cuello o detrás de los miembros anteriores (Orjuela, 2009; Rueda-Almonacid et al., 2007).

A continuación se saca el animal del agua. Si el individuo es sorprendido fuera del agua, se utiliza una toalla o trapo, el cual se lanza sobre sus

ojos para impedirle ver. Si es un animal menor a un metro puede no requerirse el uso de las dos manos. La forma más práctica y efectiva es agarrar el cuello del cocodrilo con una sola mano y en un solo movimiento, evitando en lo posible que alguna parte del cuerpo del técnico esté próximo a su mandíbula. De inmediato se usa la otra mano para sujetar la cola del ejemplar. Con estos movimientos se evita que el animal gire y se pueda soltar, lo que podría derivar en lesiones al técnico (Orjuela, 2009; Sánchez, López, García & Benítez, 2011).

Si el ejemplar es mayor de 1.5 m, luchará girando sobre sí y halará con fuerza, por lo que se requieren varias personas para sostener el lazo. Tan pronto se logre arrastrarlo fuera del agua, se debe colocar una toalla o trapo mojado sobre sus ojos. Es muy útil apoyar la cuerda en un tronco para que esté siempre tensa, pues en caso contrario el



Manipulación de babilla (*Caiman crocodilus fuscus*). Choperena, M; Ceballos, C.

animal puede atacar corriendo a gran velocidad. La boca debe asegurarse con una cuerda delgada, inicialmente amarrando la mandíbula superior y luego dándole un par de vueltas alrededor de todo el hocico para que quede bien asegurado (Orjuela, 2009; Sánchez et al., 2011).

Si, por el contrario, el animal está en tierra, una persona puede aproximarse cautelosamente desde atrás y, en el momento adecuado, abalanzarse sobre la nuca del reptil. De manera instantánea las demás personas controlarán los miembros levantándolos del suelo y amarrándolos paralelos a la cola. La cola y en general el cuerpo, se controlan apoyándose sobre el animal restringiendo así su movimiento (Orjuela, 2009).

2.1.3. Ofidios

Para realizar la captura y contención de animales venenosos es muy importante contar con el equipo adecuado, con el fin de manipular al ejemplar sin estar en peligro. El equipo básico de manejo consta de dos ganchos de diferente tamaño, puede ser uno de 80 cm de largo para animales pequeños y medianos, y otro de 1.2 a 1.4 m de longitud para animales más grandes. Si no hay expertos, se recomienda considerar a todas las serpientes venenosas (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009).

La sujeción y confinamiento de ellas consta de los siguientes pasos:



Manipulación de serpientes. Choperena, M.

1. Una vez que se ha ubicado la serpiente, será indispensable realizar un análisis previo de todos aquellos obstáculos (objetos, animales, personas, entre otros) que podrían entorpecer la sujeción provocando un accidente o un posible escape; quedara a criterio personal qué considera necesario remover del lugar (Campos & Campos, 2009; Orjuela, 2009).
 2. Preparar el recipiente donde se confinará la serpiente. Se recomienda usar en primera instancia en un saco herpetológico y luego un recipiente plástico. La forma más práctica es utilizar una red para serpientes (Campos & Campos, 2009).
 3. Luego se procederá a la sujeción de la serpiente, la cual debe ser realizada con un gancho para serpientes o una pinza de mandíbula. Una vez sujeto el espécimen, este se introducirá en la red para serpientes, la cual debe girarse varias veces para impedirle que el animal pueda salir. La red se colocará en el suelo y con el gancho o la pinza se prensará el saco para realizar el nudo correspondiente. Posterior a esto se quitará el saco de la red y se introducirá dentro del recipiente plástico con ventilación (Campos & Campos, 2009).
- Existe también la opción de manejar ofidios con la ayuda de un gancho, bastón, escoba o

elemento semejante. Se procede a comprimir suavemente la región posterior de la cabeza del animal contra el piso, con el tacto suficiente para no lastimarlo ni dejar que escape. Luego se sujeta por la base de la cabeza con los dedos pulgar y corazón detrás de las comisuras, y el dedo índice se ubica sobre la cabeza misma. Los dedos anular y meñique deben cerrarse suavemente sobre el cuello, con el propósito de dar mayor estabilidad. El cuerpo del animal debe ser controlado con la otra mano por la parte media (Orjuela, 2009).

2.1.4. Tortugas

La sujeción de las tortugas se realiza con las manos. En caso de ser pequeñas se sujetan con una sola mano de la parte media del cuerpo, dejando la cabeza en una posición tal que no esté dirigida hacia el propio cuerpo. Las tortugas más grandes se deberán sujetar con ambas manos a nivel de los costados del caparazón y, de igual manera, siempre dirigir la cabeza a una parte que no sea el propio cuerpo (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Rueda-Almonacid et al., 2007).

Algunas especies de tortugas tienen una cola lo suficientemente larga para poder sujetarla, como es el caso de la tortuga Bache *Chelydra acutirostris*. En estos casos se deberá sujetar de la parte más gruesa para no causar una lesión (Campos & Campos, 2009).

2.2. Aves

Si las aves se encuentran en jaulas pequeñas, antes de intentar cogerlos hay que quitar todas las perchas, comederos y bebederos. Si las puertas de las jaulas son relativamente pequeñas es

preferible retirarlas, y realizar la captura en una habitación cerrada para evitar fugas. Para facilitar la captura es necesario utilizar guantes de carnaza, de tela, o una toalla (Aguilar et al., 2010; Samour, 2010).

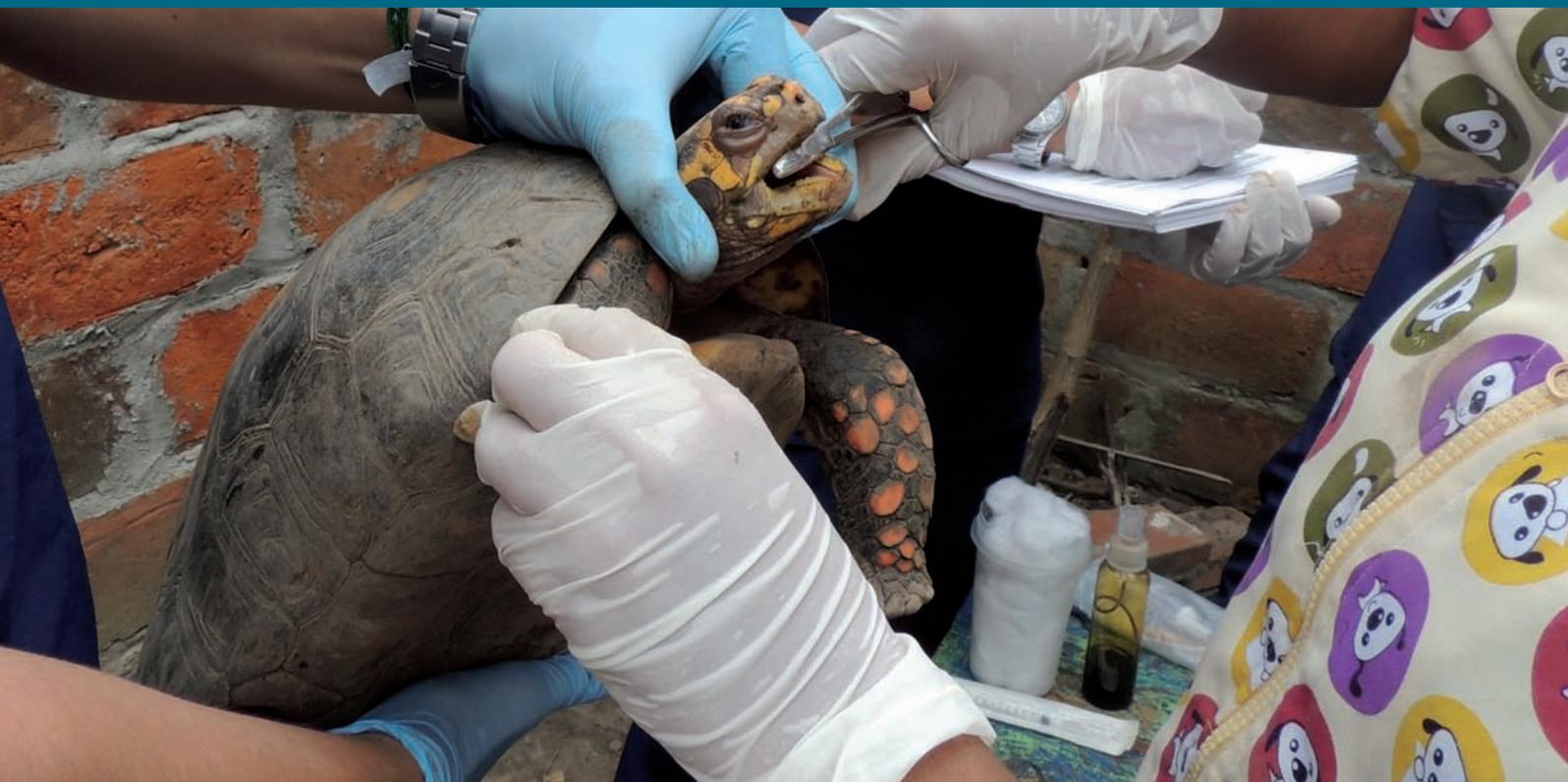
Las aves que viven en encierros más grandes pueden escaparse y es necesario utilizar redes para capturarlas. La persona que va a realizar el procedimiento debe empujar el ave hasta una esquina antes de encerrarla en la red. Si el individuo intenta correr o sobrevolar a la persona, la red debe colocarse enfrente de ella, para que el ave corra o vuele hacia ella. Cuando se saca al ave de la red se debe presentar atención a los miembros posteriores, la cabeza y articulaciones carpo-metacarpianas para asegurarse de que no estén enredadas en la red (Samour, 2010).

2.2.1. Aves de la familia *Ardeidae* (garzas)

Estos animales son muy peligrosos, rápidos y agresivos debido a su poderoso pico. Cuando se pretende capturar a un animal de este grupo, se debe inmovilizar el pico o la cabeza cuanto antes; luego se debe sujetar a nivel de la parte superior del cuello e inmovilizar el pico, cuidando de no obstruir las narinas. A continuación se controlan las alas y las patas, buscando recoger estas últimas bajo su cuerpo con las alas cerradas en posición normal. Otra alternativa es utilizar nasas grandes, las cuales deben colocarse sobre el animal cuando este tenga las alas cerradas; tan pronto se logre, se deberá agarrar el pico desde afuera y luego por adentro de la nasa; el resto del cuerpo se controla de la forma antes mencionada. Algunos autores recomiendan ubicar la cabeza del animal hacia la espalda del operario y dejar libre



Manipulación de tortugas morrocoy de patas rojas. Ceballos, C.





Manipulación de aves. Choperena, M.

la cabeza de garzas pequeñas, aunque incluso estas pueden herir con facilidad (Orjuela, 2009).

2.2.2. Aves de la familia *Cracidae* (guacharacas, pavas, pavones)

La captura de estos animales se hace con nasa. Para sacar el ave de allí, primero se deben sujetar las patas, poniendo un dedo entre ambas y luego sacando cuidadosamente las alas para no lastimar el plumaje. Las alas pueden inmovilizarse sujetándolas a nivel del húmero, pero siempre debe soportarse el peso del ave en las patas o la quilla, porque de lo contrario se pueden producir lesiones severas, sobretodo en animales pesados. Otra manera de inmovilizar las alas es abrazando al animal, sin abusar de

la fuerza para no afectar la respiración normal del ave. El control de la cabeza no es indispensable a menos de que se vaya a realizar algún procedimiento en ella, para lo cual se requerirá otra persona (Orjuela, 2009).

2.2.3. Aves de la familia *Psittacidae* (guacamayas, loros, cotorras y pericos)

Los psitácidos más grandes pueden cubrirse con delicadeza con una toalla mientras están sobre una percha. La cabeza del ave debe controlarse a nivel de la base de la mandíbula inferior y, de inmediato, se deben controlar las patas y alas con la otra mano (Aguilar et al., 2010; Orjuela, 2009). Los animales pequeños se sujetan con



Manipulación de psitácidos. Choperena, M.

una sola mano. Esto implica sostener el cuerpo del individuo en decúbito dorsal sobre a palma de la mano, con la base de la cabeza asegurada entre los dedos medios e índice, junto con el pulgar; este y los otros dedos sostienen además las alas en su lugar (Aguilar et al., 2010).



Manipulación de rapaces. Choperena, M.

2.2.4. Aves de la familia *Accipitridae* y *Cathartidae* (aves rapaces y carroñeras)

La mayoría de aves de presa, como los buitres, los búhos y los halcones, se defienden principalmente con sus poderosas garras y pico y tienen la capacidad de causar lesiones serias en las manos y los dedos del manejador, si la contención no se realiza adecuadamente (Espinoza, 2012).

En la medida que el animal queda en la oscuridad, su capacidad de defensa disminuye y se le pueden atrapar las garras. Las patas deben separarse mediante un dedo entre los metatarsos, no tanto para evitar el roce sino porque el



Manipulación de passeriformes. Choperena, M.

ave estresada puede agarrarse las patas entre sí y causarse lesiones e infecciones peligrosas. También es posible usar una toalla y cubrir al ave por completo, con lo cual se neutraliza su visión y se procede a ubicar y asegurar las patas a través de una toalla (Orjuela, 2009).

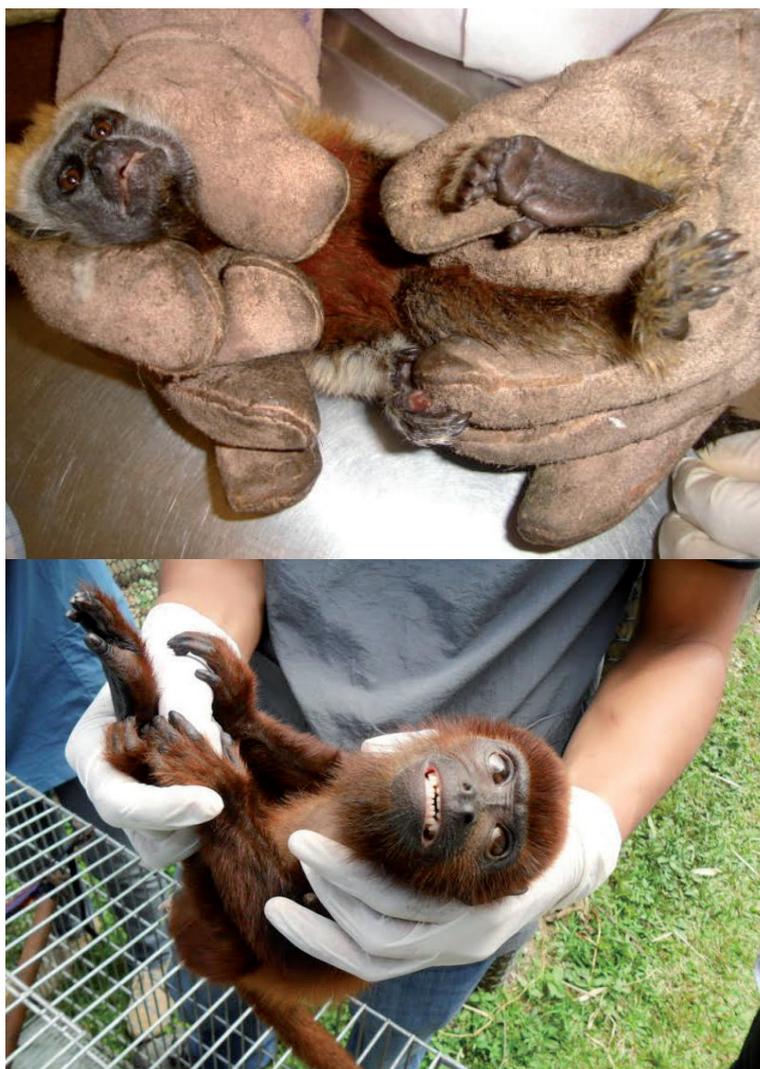
2.2.5. Aves *passeriformes* (sinsontes, carriquies, mirlas)

Las aves pequeñas que están en aviarios pueden capturarse con una red ligera o en una jaula pequeña, para lo cual es necesario tener presente que pueden picar y aletear. Los passeriformes



deben contenerse sosteniendo la cabeza entre los dedos índice y pulgar y el resto del cuerpo en la palma de la mano; con los otros dedos se sujeta el cuerpo por el dorso de la cavidad celómica, procurando que la región pectoral quede libre. Se debe tener mucho cuidado de no retorcer la cabeza del animal, ya que podría tener problemas para respirar (Espinoza, 2012; Orjuela, 2009).

La captura en aviarios puede realizarse en nidos-trampa o mediante redes de niebla, las cuales son livianas e interceptan a los animales en pleno vuelo. Las redes son ventajosas en aviarios grandes y evitan persecuciones largas, pero deben estar vigiladas de cerca, ya que si no se advierte que un animal ha quedado allí atrapado, puede lastimarse y agotarse hasta morir. El uso de trampas (jaulas) con alimento también es de gran utilidad (Orjuela, 2009).



Manipulación de primates. Choperena, M.

2.3. Mamíferos

2.3.1. Primates no humanos (monos araña, tití, mono maicero)

El tipo de manejo depende del procedimiento a realizarse y de la especie de primate involucrada. Las técnicas de captura y restricción pueden ir desde el uso de un encierro o jaula, pasando por

varias metodologías de restricción física, hasta la inmovilización química. Los primates deben manejarse rápidamente, pero sin movimientos bruscos (excepto durante la captura que requiere rapidez y agilidad). Además, la persona que hace la captura debe ser consciente de las manifestaciones negativas de los animales silvestres, procurando una sujeción suave pero segura (West, Heard & Caulkett, 2007). En condiciones naturales (silvestres), pueden atraparse más fácilmente con trampas con cebo, cuando las condiciones naturales ofrecen poco alimento (por ejemplo, ofreciéndoles comida escasa durante la estación seca) (Valera, 2011).

Si es posible, se debe evitar restringir animales que estén en gestación, con neonatos o juveniles en lactancia. Para la restricción de un animal debe considerarse el uso de guantes de carnaza y redes o nasas. El tamaño de la malla y el aro de las nasas deben asegurar que el animal no pueda sacar la cabeza a través de la malla o masticarla y romperla fácilmente (West et al., 2007). Siempre se procurará sujetar al animal por la cabeza, específicamente de los músculos maseteros, ubicando la mano desde la nuca y, a continuación, se sujetaran los miembros traseros junto con la cola con la otra mano. Si se va a ejecutar otro procedimiento (examen clínico, marcaje, toma de muestra, entre otras) la mano que controla la cabeza deberá modificar su posición para sujetar el animal con una “llave” que le sostenga los brazos moderadamente hacia atrás, la cual limitará también el movimiento de la cabeza e impedirá que con las manos el animal entorpezca el procedimiento o se lastime (Orjuela, 2009).

2.3.2. Pequeños y medianos carnívoros (zorros, cusumbos, perros de monte, tigrillos)

Ya que el tamaño y poder de los carnívoros varía mucho de especie a especie, se ofrecen varias recomendaciones específicas:

- No se debe ingresar a encierros de carnívoros grandes (jaguares, pumas, osos, lobos).
- No se debe tratar de sujetar físicamente a estos animales. La anestesia es necesaria para los exámenes prácticos (consulte con un veterinario) (NATIVA, 2008).
- Los carnívoros son fuertes, observadores y se mueven muy rápidamente. Cuando se ingrese a una jaula donde haya varios individuos pequeños, es importante saber

siempre la ubicación de todos los animales dentro del encierro (NATIVA, 2008).

- Es importante asegurarse de no dar la espalda a ningún carnívoro, ya que son cazadores por naturaleza. Muchos de ellos pueden atacar desde arriba (desde los árboles y otras superficies altas dentro del recinto) (NATIVA, 2008).

Siempre se recomienda ingresar con al menos otra persona al encierro de un carnívoro, pues estos son muy fuertes para su tamaño. Esto es especialmente cierto para los felinos que poseen dientes filosos ya que pueden ser usados ofensiva o defensivamente. Muchas especies poseen además garras afiladas, especialmente los felinos, que tienen garras retráctiles largas y filosas (West et al., 2007).

Si se ha escogido una sujeción manual para los animales más pequeños, se recomienda el uso de guantes de cuero gruesos para minimizar las heridas en las manos. Casi todos los carnívoros pueden morder a través del guante, pero se usan principalmente para proteger al sujetador de las garras del animal. Algunos animales pequeños (<10 kg) pueden atraparse usando una red y sujetarse al tomar una sección gruesa de la piel en la nuca. Sin embargo esto puede ser un gran reto, especialmente con algunos felinos y prociénidos (ocelotes, kinkajúes) ya que poseen una piel muy floja y pueden retorcerse (NATIVA, 2008; West et al., 2007).

Los animales de hasta 20 kg pueden atraparse con una o dos redes. Cuando use dos, hale en direcciones opuestas para tensar el agarre. Las redes son apropiadas solamente para sujeción temporal. Si se requiere de un examen más largo, es necesario anestésiar al ejemplar (West et al., 2007).



Manipulación de pequeños y medianos carnívoros. Choperena, M.



Capítulo 3



Restricción Química

3.1. Consideraciones básicas

Antes de someter a un animal a una anestesia debe llevarse a cabo una evaluación del paciente, una recopilación de datos del mismo y una evaluación y justificación de los motivos del acto anestésico. A continuación se presentan las consideraciones que deben ser tenidas en cuenta para el procedimiento (anestesia, factores ambientales, y el paciente) (NATIVA, 2008).

Consideraciones básicas en una restricción química		
Sobre el acto anestésico	Factores ambientales	Paciente
Necesidad y propósito del acto	Lugar de trabajo	Especie y reseña: Hábitos - estructura social Tamaño Estado poblacional Edad Estado general: Estado corporal Estado comportamental basal Sexo y estado fisiológico Anestésias – Cirugías previas Medicaciones que recibe Presencia de alguna patología: cardíaca, digestiva, renal o hepática Enfermedades del sistema nervioso Temperatura del animal Peso vivo - peso metabólico Otras enfermedades asociadas (diabetes, etc.) Ayuno: Aves: varios criterios: 2- 8 horas. Bajas reservas de glucógeno Hipoglucemia Mamíferos: Pequeños: 2-5 horas Medianos: 8-12 horas Grandes: más de 12 horas Usar metoclopramida
Anestésico	Horario	
Causas: quirúrgicas o no	Temperatura que afecta al animal	
Protocolos anestésicos	Condiciones climáticas	
Duración estimada del procedimiento	Área geográfica Tipo de terreno Cobertura de escape	
Método de captura Posibles complicaciones (quirúrgicas, post captura)	Época del año: Condiciones climáticas Temporada reproductiva Disponibilidad de agua y alimento	
Riesgo anestésico Manejo del dolor		

(NATIVA, 2008)

3.2. Reptiles

Especies	Protocolo restricción química
Iguanas y otros lagartos	Ketamina 10 mg/kg IM Telazol 10 mg/kg IM Alternativa: Propofol 10 mg/kg IV
Serpientes	Ketamina 60-80 mg/kg IM Telazol 20 mg/kg IM Propofol 5-10 mg/kg IV
Cocodrilos	Propofol 10-15 mg/kg IV Ketamina 40-80 mg/kg
Tortugas	Ketamina 40-60 mg/kg + 0.2-0,8 mg/kg Diazepam IM Telazol 10-15 mg/kg IM Propofol 8-14 mg/kg IV

(Carpenter, 2006; Kreeger et al., 2002; Mader, 1996)

3.3. Aves

Especies	Protocolo restricción química
Aves	Ketamina mg/kg IM Ketamina:(10-25 mg/kg)+ Acepromacina: (0.5-1 mg/kg) IM Ketamina: (5-30 mg/kg) + Diazepam: (0.5-2 mg/kg) IM, IV Propofol 1.33 mg/kg IV

(Carpenter, 2006; M. Fowler, 2001; Kreeger et al., 2002; Osofsky & Hirsch, 2000)

3.4. Mamíferos

Especie	Protocolo restricción química
Cánidos (zorros)	Ketamina: (10-20 mg/kg) + Diazepam: (0.2 mg/kg) IM Telazol: 10 mg/kg IM
Mapaches –cusumbos	Ketamina: (10-20 mg/kg) +Xilacina: (4 mg/kg) IM Ketamina: (20 mg/kg) + Acepromacina: (0.1 mg/kg) IM Telazol: 10 mg/kg IM
Nutria	Ketamina: (20-40 mg/kg) + Xilacina: (2 mg/kg) IM Telazol: 1.5-10 mg/kg IM
T-mandúa - hormiguero palmero	Ketamina 10-15 mg/kg IM Telazol 2.5-5 mg/kg IM Oso hormiguero gigante: Medetomidina: (0.03-0.04 mg/kg) + (Ketamina 1-2 mg/kg) (revertir con atipamezole) IM
Perezoso de dos y tres uñas	Ketamina: (10 mg/kg) + Xilacina: (0.7-1 mg/kg) (revertir con Yohimbina 0.125-0.2 mg/kg) IM Telazol: 2-6 mg/kg (recuperaciones lentas) IM Recomendación: colocar en una posición adecuada para evitar problemas respiratorios en el proceso anestésico
Tatabras o pecarís	Ketamina 8 mg/kg + Xilacina 10 mg/kg IM Telazol 4.4 mg/kg + Xilacina 2.2 mg/kg IM
Primates no humanos	Telazol: 1.5-20 mg/kg IM Ketamina: 4-40 mg/kg IM Ketamina: (5-15 mg/kg) + Diazepam: (1 mg/kg) IM Ketamina: (5-7.5 mg/kg) + Medetomidina: (0.033-0.075 mg/kg) IM Propofol: 2-4 mg/kg IV

(Carpenter, 2006; M.Fowler, 2001; Kreeger et al., 2002; Osofsky & Hirsch 2000)



Capítulo 4

Toma de muestras sanguíneas

4.1. Reptiles

Los sitios de obtención de las muestras de sangre son diversos y varían de acuerdo a la especie, sin embargo existen algunos sitios en común para varios taxones. A continuación se mencionan algunos vasos para venopunción y recomendaciones.

4.1.1. Ofidios

- **Vena caudal ventral:** este es el lugar de elección en serpientes. Se recomienda contar 10 escamas post-cloacales para introducir la aguja entre las escamas, en forma perpendicular al cuerpo. En los machos se debe tener cuidado de no lesionar los hemipenes (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996; Rundquist, 1995).
- **Vena palatina:** se localiza longitudinalmente a la cara ventromedial del paladar. Es aconsejable tener el animal anestesiado para facilitar el procedimiento, evitar estrés y una estomatitis posterior. No se debe realizar en animales de tamaño pequeño (Mader, 1996; Rundquist, 1995).
- **Cardiocentesis:** el corazón latiendo de las serpientes se puede observar como un movimiento pulsátil en el primer tercio del cuerpo. El corazón se fija presionando con los dedos a cada lado de donde se observa el corazón latiendo y se introduce la aguja con mucho cuidado en el ventrículo, evitando desgarrarlo. Este procedimiento debe ser realizado por un médico veterinario con experiencia (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996; Rundquist, 1995).



Venopunción de la vena caudal ventral en serpiente cascabel (*Crotalus durissus*). Cubides, S.



Venopunción en la vena dorsal palatina en ofidios. Pérez, J.



Venopunción de la vena caudal ventral. Pérez, J.



Cardiocentesis en tortuga morrocoy. Pérez, J.

4.1.2. Tortugas

- **Vena caudal dorsal y vena caudal ventral:** la vena caudal dorsal es uno de los vasos más utilizados, especialmente en tortugas de cola larga. La aguja se posiciona en un ángulo de 45 a 90° respecto a la piel, se ubica lo más craneal posible y se hace avanzar en dirección craneoventral mientras se mantiene una leve presión negativa. Si la aguja encuentra una vértebra, se retira un poco y se la dirige más craneal o caudal. La vena caudal ventral se localiza en la línea media ventral, inmediatamente ventral al cuerpo de las vértebras coccígeas (Lloyd & Morris, 1999; Mader, 1996).
- **Cardiocentesis:** se puede lograr de distintas formas, como alcanzando el corazón desde un tejido blando cercano. La posición exacta del corazón varía con las especies, pero en general está ubicado justo dorsal al plastrón, en la línea media en la intersección de los escudos abdominal y pectoral. La cardiocentesis solo se utiliza para realizar la eutanasia y el animal debe estar previamente anestesiado (Mader, 1996).
- **Venopunción subcaparacial:** el sitio de punción es en la unión de las venas intercostales comunes y la anastomosis cervical caudal de las venas yugulares izquierda y derecha. Se puede acceder a este seno con la cabeza del quelonio extendida o retraída, siendo esto último útil para los individuos agresivos y no cooperativos. La aguja puede inclinarse hasta 60° y posicionarse en la línea media justo caudal a la inserción de la piel, en la cara ventral del borde craneal del caparazón; se debe hacer avanzar la aguja en dirección caudo-dorsal manteniendo una leve presión negativa (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).
- **Seno venoso occipital:** el seno venoso occipital se forma por la unión de las venas temporales derecha e izquierda, las cuales se forman a su vez a partir de las venas yugulares derecha e izquierda. Con la mano no dominante se coloca la cabeza de la tor-



Venopunción en seno occipital en tortuga tapaculo (*Kinosternon leucostomum*). Ceballos, C.

tuga en un ángulo de 90 grados en relación a su columna y, con la mano dominante, se sostiene la jeringa (calibre 25 para tortugas pequeñas o 23 para tortugas más grandes) (Martínez - Silvestre, Perpiñan, Marco & Lavin,, 2002).

4.1.3. Saurios y cocodrilos

- **Vena abdominal ventral o vena abdominal media:** esta vena está situada en la línea media de la pared abdominal. Esta técnica tiene el riesgo de producir grandes hemorragias o hematomas, ya que es difícil hacer presión y conseguir una hemostasia comple-

ta tras la extracción de sangre (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).

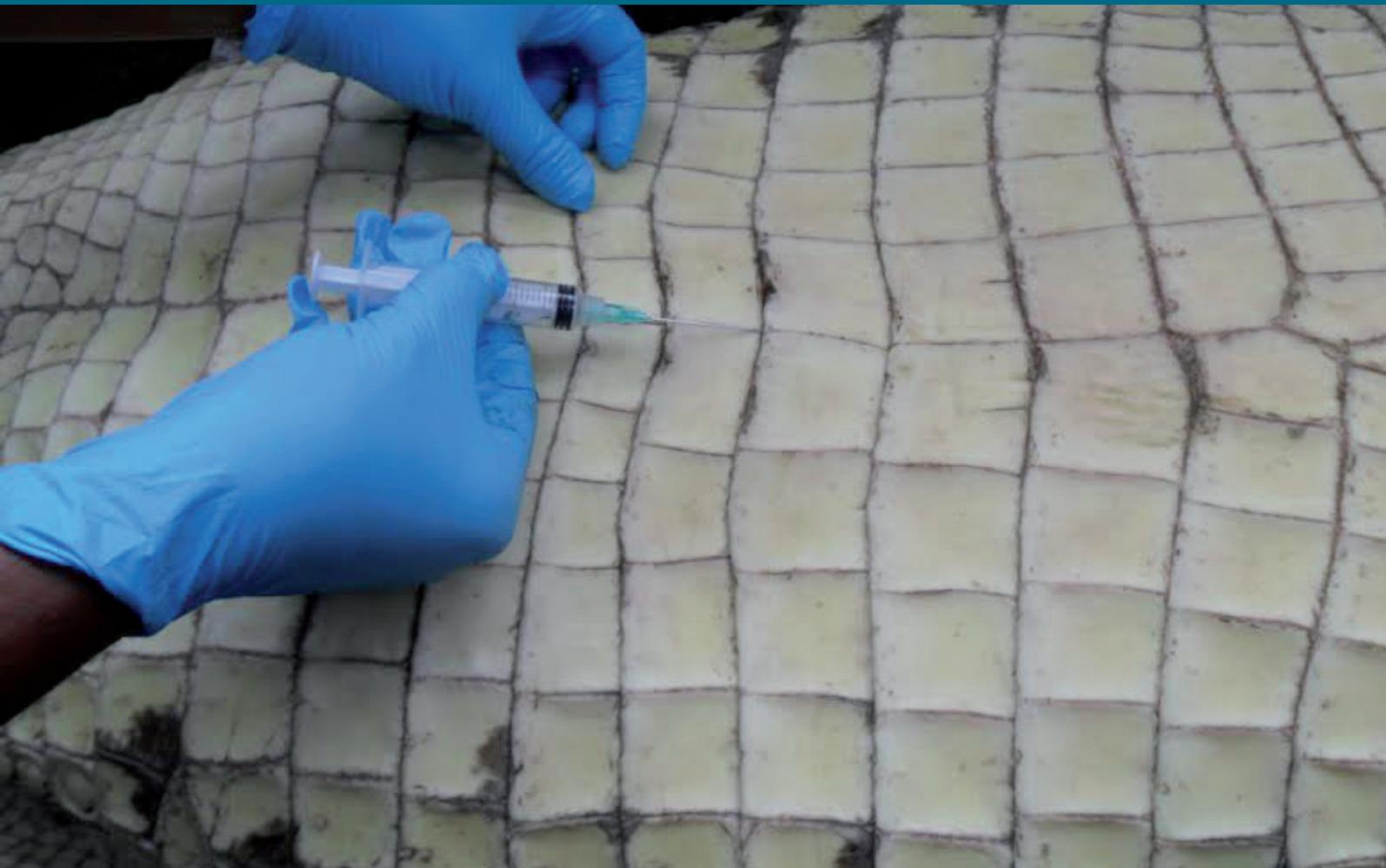
- **Vena caudal ventral:** se debe entrar por la zona central de la cara ventral de la cola, con un ángulo de 45 a 90°. El truco consiste en llegar a tocar ligeramente la superficie ventral de la vértebra y, creando presión negativa suave, moverse hasta que la sangre fluya al interior de la jeringa (Rundquist, 1995).

4.2. Aves

La venopunción es el método de elección pues, si bien un corte de uña en pacientes pequeños o



Venopunción en vena abdominal en saurios y cocodrilos. Choperena, M.





Venopunción en vena caudal ventral en cocodrilo e iguana. Choperena, M.





Venopunción en aves. Pérez, J.

débiles puede proveer una muestra importante, también puede introducir artefactos en la muestra. El volumen de sangre de un ave es aproximadamente el 10% del peso corporal, volumen que se disminuye en las aves enfermas. Algunos vasos venosos donde se obtiene las muestras son: la vena subclavia que atraviesa la superficie ventral de la articulación radiocubital-humeral (codo), inmediatamente debajo de la piel, o la vena yugular derecha que es mayor que la izquierda-, vena alar (Aguilar et al., 2010; Altman, Clubb, Dorresteijn & Quesenberry, 1997). La vena metatarsal medial es recomendada para aves con patas largas como grullas, cigüeñas o flamencos y en aves patos, gansos, y crácidos, debido al desarrollo de esta vena en este grupo de aves (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997).



Venopunción en mamíferos. Choperena, M.



4.3. Mamíferos

En términos generales, los vasos utilizados en mamíferos domésticos son útiles en las especies afines. Las venas yugular, safena, cefálica, radial y coccígea, e incluso la sublingual y la cardiocentesis, son utilizadas en animales anestesiados (Orjuela, 2009).

Capítulo 5

Fluidoterapia

El objetivo de la terapia con líquidos es llevar a la normalidad el volumen y la composición de fluidos corporales, restaurando las deficiencias para corregir la deshidratación y las anormalidades metabólicas. Las principales causas que requieren hidratación son: una baja ingesta de agua, hipertermia, fiebre, diarrea crónica, drenaje de heridas, poliuria y hemorragias.

5.1. Signos asociados a la deshidratación

- < 5 %: no detectable.
- 5 a 6 %: pérdida sutil de elasticidad cutánea.
- 6 a 8 %: retraso definitivo en el retorno de la piel a su posición normal, prolongación leve del tiempo de llenado capilar, ojos posiblemente hundidos en las orbitas, posibles membranas mucosas secas.
- 8 a 12 %: tiras tensas de piel en el sitio, prolongación definitiva del tiempo de llenado capilar, ojos hundidos en las orbitas, membranas mucosas secas, posibles signos de choque (taquicardia, extremidades frías, pulso rápido y débil).
- 12 a 15 %: signos definitivos de choque y muerte inminente (A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).

5.2. Reposición de líquidos

Los animales requieren fluidos para su mantenimiento, rehidratación o sustitución de pérdidas continuas. El requisito de mantenimiento de la mayoría de las especies ha sido estimado en 50-60 ml/kg/día o 5% de peso corporal; las especies más pequeñas, como las aves paseriformes pueden requerir hasta un 8% del peso corporal al día para el mantenimiento. El 50% de este déficit se sustituye en las primeras veinticuatro horas y el resto durante de los días siguiente (A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).

5.3. Fluidoterapia

La terapia de mantenimiento se define como el volumen de líquido y la cantidad de electrolitos que se deben consumir diariamente para mantener una homeostasis. De otro lado, la terapia de reemplazo se refiere al reemplazo de líquidos que se han perdido de forma patológica.

Día 1: mantenimiento (5%) + rehidratación (5%) = 10 % del peso corporal.

Día 2: mantenimiento (5%) + rehidratación (2.5%) = 7.5 % de peso corporal.

Día 3: mantenimiento (5%) + rehidratación (2.5%) = 7.5 % de peso corporal.

(A. Fowler, 2007)

Recomendaciones

El suministro de fluidos no se debe colocar todo a la vez, la cantidad se debe dividir y administrar a intervalos regulares, por ejemplo, cada 4 a 6 horas. Si se le administró demasiado líquido por vía intravenosa el individuo puede tener signos de secreción nasal, tos, jadeo, ascitis o diarrea. Al momento de la administración de los fluidos, es importante calentar al animal antes de la administración de los fluidos. Se debe colocar el animal en una incubadora o en una bolsa con calor por 30 a 60 minutos, mientras se controla la temperatura con un termómetro cerca del animal. Si el espécimen aún se siente frío al final de este tiempo, se debe aumentar el calor hasta que la temperatura corporal aumente (A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).

También es importante recordar que los fluidos que se van a administrar se calienten de acuerdo a la temperatura corporal del animal: 39-40 °C en aves, 30-32 °C en reptiles y 36-38 °C en marsupiales. Los líquidos pueden ser calentados mediante la colocación de la bolsa de fluido en un horno microondas o al baño maría hasta

que se caliente a una temperatura adecuada (A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).

5.4. Vías de administración

- **Vía endovenosa:** las ventajas de esta vía son que permite la recuperación de la volemia y la administración de cualquier fármaco de urgencias; también que conserva la irrigación renal y que se puede administrar grandes volúmenes de líquidos con rapidez (Aguilar et al., 2010; A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).
- **Vía subcutánea:** la absorción es muy lenta y la cantidad de líquido a administrar en un solo sitio no debe sobrepasar los 20 ml/kg, se debe evitar que el líquido grave hacia los miembros y no debe utilizarse en pacientes en estado crítico. La única zona de administración indicada es el tronco. Se utilizan soluciones isotónicas o ligeramente hipotónicas, no debe utilizarse solución glucosada al 5%, ya que retrasa la absorción de líquidos (Aguilar et al., 2010; A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).
- **Vía oral:** es la mejor vía ya que el organismo tomará lo que necesite y desechará lo que no. Como condición, el paciente debe estar consiente, consumir agua voluntariamente y no debe presentar vómito (Aguilar et al., 2010; A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).
- **Vía peritoneal:** las inyecciones de fluidos se pueden administrar en la cavidad abdominal o celómica, donde es adecuado dar bolos de fluidos que serán absorbidos lentamente. Sin embargo, no es adecuado en las aves debido a la presencia de los sacos aéreos. Se puede hacer con precaución en los rep-

tiles, teniendo en cuenta que en algunas especies, tales como en algunos lagartos, los pulmones llegan al canal pélvico, por lo cual la errónea administración en los pulmones es posible. Las desventajas de esta ruta incluyen la posibilidad peritonitis o celomitis en el caso de los reptiles, de infección de la cavidad abdominal, cuando no se realiza bien la desinfección de la zona, y de perforación de un órgano. La temperatura de los fluidos debe medirse con mucha precisión porque puede escaldarse el exterior de los órganos o, cuando se enfríe, contribuir aún más al choque hipotérmico. Esta técnica no se recomienda y, de ser utilizada, se debe tener muchísima precaución, especialmente con hembras gestantes (Aguilar et al., 2010; A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).

5.5. Tipos de soluciones

- **Cristaloides:** contienen electrolitos y solutos no electrolíticos que son capaces de penetrar en todos los compartimentos corporales. Ejemplo: solución salina al 0.9%, dextrosa al 5%, Ringer con lactato (Hartmann). Los cristaloides se clasifican con base a la comparación de la osmolaridad con el suero normal del animal (300 mOsm/kg) en:
 - Hipotónicas: menor a 300 mOsm/kg.
 - Isotónicas: cercano o igual a 300 mOsm/kg.
 - Hipertónicas: mayor a 300 mOsm/kg.

Solución	Osmolaridad (mEq/L)
Ringer lactato	273
Dextrosa al 5%	253
NaCl 0.9%	308



Suministro de fluidos intracelómicos en una tortuga. Choperena, M.

- **Coloides:** tienen un peso molecular grande y tienden a permanecer en el espacio vascular, por lo tanto incrementan el volumen plasmático.

Coloides naturales: sangre entera, plasma.

Coloides sintéticos: dextranos, gelatinas, almidones.

5.6. Reptiles

5.6.1. Tortugas

Los requerimientos de mantenimiento son de 5-10 ml/kg al día. No se debe exceder de 35 ml/kg al día (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).

- **Vía intracelómica:** esta vía se usa para administrar cantidades importantes de suero o medicamentos en la fosa inguinal: 10 a 25 ml/kg a una temperatura de 18 a 20 °C y velocidad de 1ml/minuto (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).
- **Vía epicelómica:** esta es la vía de elección cuando hay infecciones de tipo respiratorio; se aplica en la musculatura pectoral, debajo de la articulación escapulo-humeral. El volumen ingresa entre el plastrón, la musculatura pectoral y el pleuroperitoneo absorbiéndose por los tejidos adyacentes vascularizados (NATIVA, 2008).
- **Vía endovenosa:** el acceso a los vasos periféricos es difícil y se utiliza para administrar pequeñas dosis de medicamentos (Mader, 1996).
- **Vía subcutánea:** esta vía es la más usada. La aplicación se realiza en los pliegues



Suministro de fluidos epicelómicos en una tortuga. Choperena, M.

cutáneos de la base del cuello, debajo de la axila, y a nivel inguinal (Mader, 1996; NATIVA, 2008).

5.6.2. Ofidios

El volumen apropiado de mantenimiento es de 25-35 ml/kg/24 horas. Las vías a utilizar son: oral (2-3 tomas), intracelómica, intravenosa, y subcutánea. La vía subcutánea utiliza el espacio entre el músculo largo dorsal y la musculatura costal y el tejido conectivo. Se pueden suministrar volúmenes altos, hasta 3 % del peso corporal para rehidratación.

5.6.3. Saurios

Es aconsejable empezar con una solución hipotónica 20-40 ml/kg/24 horas (2 partes de dextrosa al 2.5 % en solución salina al 0.45 % y 1 parte de Ringer lactato o bien, 1 parte de

dextrosa al 5 % y 1 parte de solución electrolítica sin lactato) y continuar con una solución ligeramente hipotónica (Aguilar et al., 2010; NATIVA, 2008). La aplicación vía subcutánea se hace en los pliegues que se encuentran alrededor del cuello. Si la hidratación es vía oral se debe hacer a través de una sonda gástrica, de manera lenta y manteniendo al animal en la posición correcta (vertical) mientras se suministran los líquidos (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).

5.7. Aves

El objetivo de la fluidoterapia es reemplazar la pérdida de líquidos por un proceso patológico o por restricción de la ingesta (en ayunos prolongados), daños renales y hemorragias. La fluidoterapia es una parte necesaria del tratamiento de la mayoría de las aves lesionadas y

debilitadas pues se asume que están en estado de deshidratación (Samour, 2010).

El requerimiento de líquidos de mantenimiento en las aves es de 40-60 ml/kg/día, con velocidad de infusión de 5 a 10 ml/kg/hora en aves de más de 500 gramos; otra manera de calcularlo es aproximar al 5% del peso corporal. La cantidad de agua necesaria se relaciona de forma inversa con el tamaño del cuerpo y puede variar con la edad, el estado reproductor, la ingestión dietética y el tipo de alimentos consumidos (Altman et al., 1997; NATIVA, 2008; Samour, 2010).

Las aves jóvenes en crecimiento suelen beber comparativamente mayores volúmenes de agua que los individuos adultos y la deshidratación suele ser más grave en polluelos. El estado de hidratación puede estimarse a partir de los signos clínicos y la anamnesis. Son buenos indicadores del estado de hidratación del animal el aspecto de los ojos, la hidratación corneal, la presión ocular y la sequedad de la mucosa oral, la elasticidad de los pliegues cutáneos sobre la cara dorsal del metatarso, la turgencia, el tiempo de llenado y el volumen luminal de la vena y la arteria branquiales tras la compresión digital.

Las vías de administración más prácticas son la oral, la subcutánea, la intravenosa y la intraósea. Pueden administrarse líquidos por vía intracelómica, pero no se recomienda, pues el riesgo de introducir el líquido en un saco aéreo es alto y conlleva graves consecuencias (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; NATIVA, 2008; Samour, 2010).

- **Vía oral:** este método es seguro, práctico y versátil, y debe ser el de primera elección cuando el rehabilitador u operario no posea la experiencia necesaria con las otras rutas de administración. La técnica de

administración consiste en pasar un tubo de alimentación (pueden utilizarse sondas naso-gástricas humanas) hasta el proventrículo o molleja (Altman et al., 1997). El líquido se inyecta mientras se sujeta la cabeza del ave y se vigila que no haya reflujo de la solución a la glotis del animal. Esta vía nunca debe utilizarse en aves débiles o en estado de shock. Si el animal está alerta y acepta los líquidos oralmente, puede rehidratarse a razón de 30 ml/kg al finalizar el examen físico y radiológico, justo antes de devolverlo a su jaula o caja (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997).

- **Vía subcutánea:** este método está indicado cuando los animales son incapaces de guardar el equilibrio, presentan colapso venoso o vomitan; también en animales que comienzan a recuperarse y en los que ya no es preciso utilizar la vía intravenosa. En estos casos, el peligro de regurgitación y la subsiguiente aspiración descartan la administración por vía oral como un sistema seguro. Se pueden utilizar cuatro puntos de inyección: las caras internas de las alas y los pliegues de piel que se forman entre los fémures y la pared abdominal (espacio inguinal). Se inserta una aguja de calibre 22 o 25 justo bajo la piel y se inyecta hasta crear una pequeña burbuja, entonces se inserta un poco más profundo para depositar el resto. En aves del tamaño de un halcón de cola roja, se deben administrar máximo 5 cc en cada ala y 15 cc en cada espacio inguinal; la absorción tiene lugar a las pocas horas. Los líquidos deben calentarse antes de ser inyectados y deben ser estériles e isotónicos. Puede utilizarse Ringer lactato o dextrosa al 5% (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Samour, 2010).

- **Vía intravenosa:** este método está indicado en la mayoría de los casos como inicio de la terapia de apoyo. Pueden suministrarse soluciones isotónicas, hipotónicas y, con cierta precaución, hipertónicas; también puede suministrarse cualquier compuesto indicado para la terapéutica inicial o de choque en mamíferos en solución acuosa, siempre que este sea suministrable por vía endovenosa. Las venas comúnmente utilizadas son la basilar (o cefálico-humeral) del ala, la tarso-metatarsiana y la vena yugular derecha (preferible sobre la vena yugular izquierda debido a su mayor tamaño). Todas las venas superficiales se tornan claramente visibles bajo la piel del animal una vez que se han mojado con un poco de alcohol y se han hecho a un lado las plumas de esa área. En el capítulo 5 se describen los diferentes métodos para realizar la venoclisis en aves. El uso excesivo de alcohol disminuye el aislamiento térmico del animal y puede inducir a la hipotermia durante la anestesia (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Samour, 2010).
- **Vía intraósea:** este método ha sido utilizado en mamíferos, pero también ha sido desarrollado recientemente para aves en estado crítico o con colapso vascular. La técnica consiste en introducir una aguja espinal desechable de calibre 20, de 6.35 cm, en la médula ósea del cúbito. Estas medidas son para un ave de aproximadamente un kilogramo de peso. La aguja espinal puede reemplazarse con una aguja hipodérmica de calibre 20 a 22, larga, siempre y cuando se tenga en cuenta que la luz de la aguja se puede ver obstruida por material óseo y que la presión necesaria para aliviar la obstrucción puede ser mayor que con una

aguja espinal. Por esta vía se pueden administrar desde líquidos parenterales hasta transfusiones de sangre completa. Deben evitarse soluciones irritantes o hipertónicas (Altman et al., 1997).

5.8. Mamíferos

La terapia de fluidos en mamíferos silvestres se extrapola de los animales domésticos. En general, su requerimiento de mantenimiento es de 60 ml/kg de peso corporal (A. Fowler, 2007; Soto & Cruz, 2007).



Capítulo 6



Enfermedades y emergencias en reptiles

6.1. Tortugas

Prolapso de pene

El prolapso del pene se presenta por la presencia de fecalomas, sobreinfestación parasitaria o por la relajación y no retracción del pene. El prolapso puede presentarse solo o concomitante con prolapso cloacal (Aguilar et al., 2010; M. Fowler, 2001; Mader, 1996; NATIVA, 2008).



Cirugía de prolapso de pene. Choperena, M.

Tratamiento

La solución primaria consiste en reincorporar las estructuras a su posición anatómica normal. Si el tejido es viable al momento de la presentación, este se puede limpiar y humedecer con soluciones saturadas para disminuir la inflamación (azúcar, glicerina o colocar una gasa remojada con dextrosa) (Aguilar et al., 2010; Fowler, 2001; Mader, 1996; Nativa, 2008). El paso a seguir es introducir de nuevo el pene y colocar dos puntos interrumpidos simples paralelos en las márgenes de la abertura cloacal, los cuales se deben dejar por unos días para prevenir la recurrencia del prolapso. Si el tejido parece necrótico, la amputación del pene es el tratamiento de elección; para ello se debe hacer una ligadura en U o circunferenciales craneales al tejido necrótico para que se reseque en forma segura. Lo más aconsejable es hacer antibioterapia por 7 días y analgésicos por 3 días (Aguilar et al., 2010; M. Fowler, 2001; Mader, 1996; NATIVA, 2008).



Fractura y reparación del caparazón de una tortuga. Arango, A.

Heridas y fracturas en el caparazón

Cuando se presenta fractura del caparazón en quelonios se debe evaluar la herida y observar si se extiende dentro de la cavidad celómica. Si la herida está infectada y se extiende dentro de la cavidad celómica, el pronóstico es malo (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996; NATIVA, 2008).

Tratamiento

Si el traumatismo ocurrió pocas horas antes de ser detectado se presume que la herida está contaminada pero no infectada. Se debe anestésiar al paciente y suministrar analgésico, lavar con una solución antiséptica, enjuagar con solución salina y cerrar. Si lleva varias horas o días se considera como una herida infectada. Se deben aplicar vendajes con antibiótico tópico, antibioterapia por 7 días y analgésico por 3 días. Si el caparazón o el plastrón están fracturados se deben alinear los escudos y placas óseas fracturadas, hacer una mezcla con resina epóxica y aplicar una fina capa en el sitio de la lesión; esta se endurecerá en cinco minutos pero seguirá pegajosa durante horas, por lo cual se debe colocar un trozo de papel encerado sobre la resina. Si hay pérdida del hueso se puede hacer un puente con acetato o fibra de vidrio y la pasta de resina epóxica. Las tortugas acuáticas deben colocarse en un estanque seco, pero deben hidratarse diariamente (NATIVA, 2008).



Edema palpebral y sobrecrecimiento de ranfoteca en tortugas.
Choperena, M.

Hipovitaminosis A

La hipovitaminosis se presenta por dieta carente o baja en vitamina A, complementos nutricionales comerciales mal administrados o aporte excesivo de carne fresca y huevos de insectos. Algunos de los signos que se observan son anasarca (edema generalizado), edema palpebral, metaplasia de los tejidos epiteliales con hiperqueratosis, rinitis, infección respiratoria, conjuntivitis y sobrecrecimiento de uñas y ranfoteca (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Mader, 1996).

Tratamiento

- Proporcionar al animal 5000-11000 UI/kg IM de vitamina A como dosis única.
- Retirar restos de tejidos bajo el párpado y aplicar antibiótico oftálmico.
- Si se presentan signos respiratorios, suministrar antibiótico: enrofloxacina 5 mg/kg cada 24 horas por 10 días.
- Proporcionar al animal dietas equilibradas que incluyan pescado, hígado, presas vivas, carnes, insectos, hortalizas y frutas ricas en vitamina A (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Mader, 1996).



Absceso en tortuga acuática. Choperena, M.



Cirugía de abscesos en una tortuga semiacuática.
Choperena, M.

Abscesos

Los abscesos son de origen infeccioso y las más afectadas son las tortugas de agua dulce debido a mordeduras, inyecciones, heridas perforantes o garrapatas. El absceso es un cuerpo firme, abultado y fluctuante entre el tejido subcutáneo y cutáneo, localizado principalmente a nivel del oído o del cuello. Usualmente, si se presentan abscesos externos, se pueden encontrar también en la cavidad celómica en órganos internos como bazo, hígado, riñón, pulmón. Se debe hacer un diagnóstico claro, diferenciándolo de neoplasia, miasis, filariasis cutáneas o granulomas micóticos (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Mader, 1996).

Tratamiento

- Realizar un procedimiento quirúrgico para extraer el absceso, previa anestesia.
- Administrar analgésico durante 3 días.
- Desinfectar con soluciones antisépticas.
- Antibioterapia (tópica y parenteral) (neomicina, eritromicina o cefalosporinas).
- Realizar terapia de fluidos.

Brumación

Es un proceso fisiológico, trascendental para sus ciclos biológicos, que implica un descanso metabólico, inmunológico, hormonal, digestivo, reproductivo. Los quelonios pierden entre 6 y 8% del peso corporal, pero si el porcentaje es mayor se puede complicar con la presencia de parásitos, anorexia crónica y dietas inadecuadas. Los signos más comunes son: letargia, anorexia, ayuno prolongado, ingestión de agua frecuente (Campos & Campos, 2009; NATIVA, 2008;).



Caudotomía y regeneración de la cola en iguana. Choperena, M.

Tratamiento

- Terapia de fluidos por lo menos durante las primeras 78 horas después de salir de la brumación.
- Suministrar dietas líquidas a través de una sonda gástrica por lo menos durante 3 a 4 días.
- Suministrar dieta alta en proteína y grasa, luego una dieta rica en carbohidratos, grasas y fibra.

6.2. Saurios

Caudotomía o autotomía de la cola

La caudotomía o autoamputación de la cola es un mecanismo normal de escape a depredadores. La fractura se da en un plano vertical, no contiene hueso y se ubica entre el cuerpo de una vértebra caudal y una parte del arco neural de cada vértebra caudal (Campos & Campos, 2009; Castaño, 2001; Mader, 1996).

Tratamiento

- No suture la cola, deje que se forme la costra de cicatrización natural.
- La epidermis crecerá en 1 o 2 semanas.
- Sólo si observa una hemorragia mínima será importante realizar una desinfección con soluciones antisépticas.
- Realizar terapia de fluidos.



Síndrome de mala adaptación de iguanas. Choperena, M.

Síndrome de mala adaptación

Los animales que sufren de síndrome de mala adaptación son aquellos recién capturados que se colocan en terrarios con temperaturas y alimentación inadecuadas o con sobrepoblación, lo cual les genera un alto estrés. Los signos clínicos que se pueden observar son: anorexia, erosión rostral o lesiones originadas por el encierro o terrario (Campos & Campos, 2009; Castaño, 2001).

Tratamiento

- Mejorar el terrario.
- No sobremanipular.
- Proporcionar presas vivas a los animales carnívoros.
- Realizar terapia de fluidos.
- Desinfectar las lesiones con soluciones antisépticas.
- Antibioterapia (Castaño, 2001).



Iguana con escoliosis. Choperena, M.

Raquitismo o enfermedad metabólica del hueso

La enfermedad metabólica es generada por las dietas bajas en calcio y vitamina D, una relación negativa Ca:P o una exposición a la luz solar insuficiente. Los signos clínicos que se observan en estos animales son: cojeras o renuencia a caminar, arrastran la cola y la pelvis o no logran sostenerse en los miembros anteriores y arrastran todo el cuerpo, la mandíbula o maxilar es flexible, presentan cifosis, lordosis o escoliosis (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Castaño, 2001; Mader, 1996).

Tratamiento

- Manipular con cuidado.
- Alimentar por sonda en caso de anorexia.
- Administrar gluconato de calcio 1 ml/kg cada 12 horas por 1-3 meses IM.
- Vitamina D3 1000 UI/kg cada 7 días por 2 aplicaciones IM.
- Calcitonina 50 UI/kg cada 7 días por 2 aplicaciones SC.
- Mejorar la nutrición y pesar al animal semanalmente.



Estomatitis en ofidios. Choperena, M.

6.3. Ofidios

Enfermedad del tracto digestivo superior (estomatitis)

Esta enfermedad es una inflamación de la cavidad oral. Las causas que llevan a una estomatitis son: estrés, temperatura, condiciones sanitarias y dieta inapropiadas, hipovitaminosis A y C, trauma, alimentación forzada o patógenos (Aguilar et al., 2010; Campos & Campos, 2009; Mader, 1996). La estomatitis puede presentarse en varias fases:

- **Fase I o gingivitis aguda:** petequias y edema en las encías.
- **Fase II o gingivitis purulenta:** invasión bacteriana.
- **Fase III o caída de dientes:** necrosis, osteomielitis, neumonía.

Tratamiento

- Realizar un cultivo y antibiograma.
- Antibioterapia.
- Limpiar diariamente con clorhexidina.
- Aplicar de vitamina A.
- Mejorar el hábitat.
- Realizar terapia de fluidos.



Muda de piel y escama ocular en ofidios. Choperena, M.

Disecdisis en ofidios

La disecdisis es la muda inadecuada de la piel y es síntoma de un problema que puede incluir: ectoparásitos, baja humedad, temperatura inadecuada, malnutrición, deshidratación, enfermedades dérmicas, heridas por falta de sustrato o manipulación inadecuada (Aguilar et al., 2010; Mader, 1996).

Tratamiento

- Solucionar causa primaria.
- Bañar el animal en agua tibia.
- Frotar con una toalla.
- Siempre inspeccionar la membrana especular (sobre el ojo), humedecerla con agua y retirarla usando una cinta adhesiva.

6.4. Cocodrilos

Síndrome de la cría en cocodrilo

Afecta a las crías y juveniles entre la semana 6 y los 4 años de edad; se pueden observar diversos signos entre los cuales se tienen: queratoconjuntivitis, estomatitis, letargia, anorexia, emaciación, dermatitis superficial, neumonía, enteritis hemorrágica (Boede & Sogbe, 2000).



Síndrome de la cría en cocodrilos. Choperena, M.

Tratamiento

- Realizar terapia de fluidos.
- Alimentar de manera forzada.
- Antibioterapia.
- Administrar la temperatura, humedad e iluminación adecuadas para la especie.
- Tratar las afecciones secundarias de acuerdo a los tratamientos establecidos.

Ectoparásitos en reptiles (garrapatas y otros ácaros)

Especie	Signos	Tratamiento
Serpientes	Ácaros: Emaciación Falta de apetito Piel hiperémica y edematosa Los animales se frota con objetos Largo tiempo en el recipiente del agua Anemia Formación de abscesos	Se extraen con una pinza mosquito. Ivermectina 0.2 mg/kg vía oral, SC, IM Baños de agua tibia con productos piretroides, enjuagando rápidamente. 0.5 ml de ivermectina en 1 L de agua Fipronil®, aplicación tópica por aspersión.
Lagartos	Garrapatas: Anemia Dermatitis Necrosis Abscesos subcutáneos	Remoción manual Aplicar piretroides con una gasa y por 15 minutos Antídoto: atropina 0.4 mg/kg SC - IM Proteger los ojos con vaselina
Tortugas	Garrapatas: Anemia Dermatitis Necrosis Abscesos subcutáneos	Remoción manual Fipronil®, aplicar tópico con una gasa Aplicar piretroides con una gasa y dejarla por 15 minutos NO APLICAR IVERMECTINA, ES TOXICO.

(Aguilar et al., 2010; Castaño, 2001; Mader, 1996)

Infecciones respiratorias en reptiles

Los agentes patógenos que causan infecciones respiratorias en los reptiles pueden ser de tipo bacteriano, viral, parasitario o micótico, (Aguilar et al., 2010; Carpenter, 2006; Mader, 1996).

Especie	Signos clínicos	Tratamiento
Tortugas	Secreción nasal Rinitis Sinusitis Disnea Sonidos anormales Natación dispareja Consolidación pulmonar debido a la fibrosis, neoplasia, inflamación se observa como el aumento en la opacidad (en rayos X)	Antibacterianos Ceftiofur 2.2 mg/kg IM cada 48 horas Ciprofloxacina 10 mg/kg IM cada 48 horas Enrofloxacin 5-10 mg/kg IM, SC, cada 24 h Gentamicina 2.5 mg/kg IM cada 72 horas Oxitetraciclina 6-10 mg/k IM cada 24 h.
Ofidios	Disnea Frecuencia respiratoria aumentada Extensión del cuello Descarga nasal Depresión y letargia	Antimicótico Ketoconazol 15-30 mg/kg VO cada 24 horas durante 14-28 días Nistatina 100.000 UI/kg VO cada 24 horas durante 10 días Antiparasitario
Saurios	Respiración con la boca abierta Secreción ocular y nasal Abscesos bacterianos en cavidad oral (Castaño, 2001; Nativa, 2008)	Fenbendazol 25 mg/kg VO cada 7 días durante 4 tratamientos

(Aguilar et al., 2010; Carpenter, 2006; Castaño, 2001; Mader, 1996)

Capítulo 7

Enfermedades y emergencias en aves

7.1. Síndrome de mutilación o picaje

Se presenta principalmente en los psitácidos (loras, cotorras, guacamayas). Estas aves adquieren la costumbre de arrancarse las plumas, dejando áreas de piel completamente desnudas. El picaje es un síntoma generado por múltiples causas: virales, micóticas, microbianas, desórdenes endocrinos o nutricionales, por parásitos, alergias, por factores medioambientales o conductuales (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Samour, 2010).

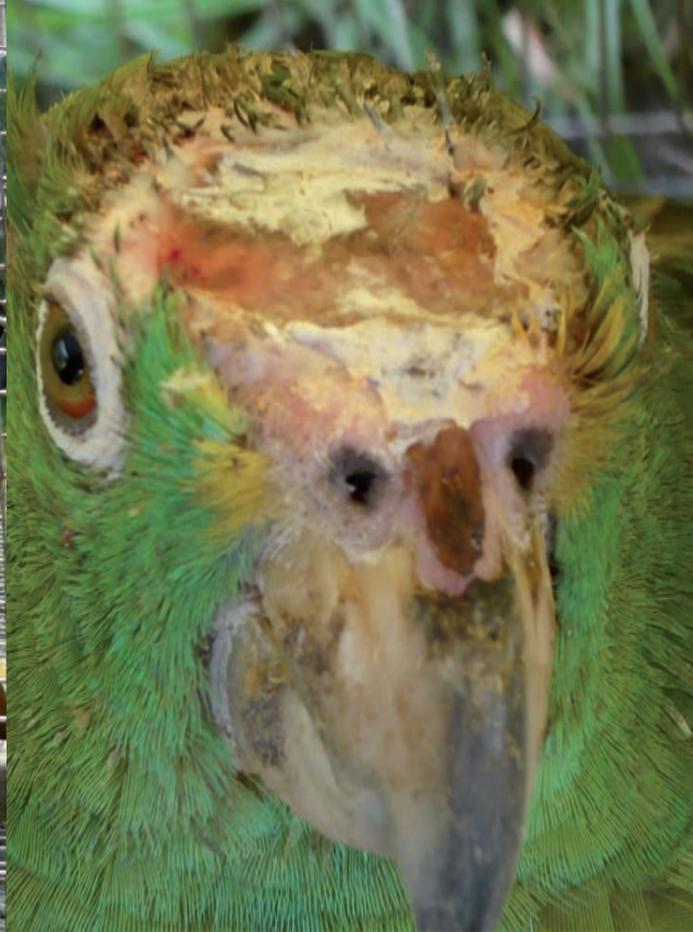
Los signos clínicos observados son la alteración de las plumas y la piel por agresión mecánica con el pico. Se afectan las plumas del tronco, muslos y alas, mientras que el plumaje de la cabeza permanece intacto (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Tratamiento

- Detectar y tratar la etiología que lo causa.
- Mejorar la dieta y el ambiente en cautiverio.
- Enriquecimiento ambiental.
- Haloperidol 0.02-0.05 mg/kg via oral (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).



Ave con síntomas de pica. Choperena, M.



Infección micótica en la cabeza de una lora. Choperena, M.

7.2. Infección micótica de la piel

La dermatomycosis en las aves se produce por *Aspergillus fumigatus* o *Cándida* sp., *Microsporum gallinae*, *Trichophyton* sp., *Mucor* sp., *Rhizopus* sp. o *Penicilium* sp. Las lesiones son frecuentes en extremidades y en la cabeza; otros signos que se observan son caídas de plumas, prurito, mutilación o pica, engrosamiento de la piel, plumas quebradizas (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Tratamiento

- Griseofulvina 30-50 mg/kg VO 1 vez al día durante 21 días.
- Ketoconazol 10-30 mg/kg VO 2 veces al día durante 15 días.

- Terbinafina 30-60 mg/kg VO 2 veces al día por 15 días.
- Itraconazol 5-10 mg/kg VO 2 veces al día por 14 días
- Soluciones antifúngicas (yodo, clotrimazol, miconazol, econazol) durante 30 días a 6 meses (Altman et al., 1997; Carpenter, 2006).

7.3. Pododermatitis

Es un proceso inflamatorio o degenerativo cutáneo en las patas de las aves, con síntomas que van desde enrojecimiento o tumefacción de los dedos hasta abscesos crónicos con afección del hueso subyacente. Se presenta principalmente en aves rapaces, acuáticas, galliformes y psitácidas; las causas que la producen son

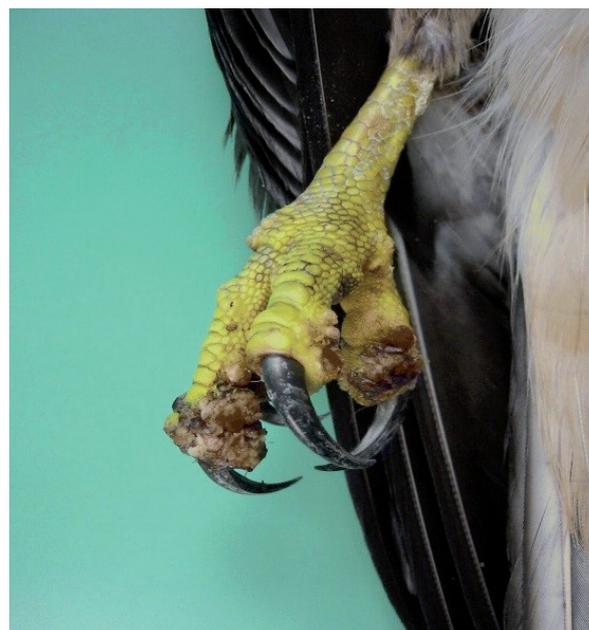
mordeduras y quemaduras, perchas inadecuadas, sobrecrecimiento de uñas, inactividad y sobrepeso, enfermedad renal, higiene deficiente, hipovitaminosis A y E, enfermedades concomitantes y estrés crónico (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Tratamiento

- Cepillado (descamación) o debridación de la zona afectada.
- Lavado y aplicación de solución antibiótica.
- Sutura de heridas abiertas.
- Vendaje de protección.
- Amputación.
- Antibioterapia mínimo 10 días vía parenteral y tópica.
- Dieta balanceada.
- Administración de antiinflamatorio y antibiótico.
- Vitamina A 30.000 UI/kg IM, dosis única.

7.4. Enfermedades del sistema urogenital

Los signos clínicos que están asociados a la enfermedad renal son: producción anormal de orina, cambios en la coloración de la orina o de los uratos, deshidratación, letargo, debilidad, anorexia, regurgitación o vómito, distensión abdominal, gota articular o visceral, incapacidad de volar debido a la uremia y cojera. Las herramientas diagnósticas incluyen: ácido úrico en plasma, análisis de orina en pacientes sospechosos, radiografía, endoscopia y biopsia



Pododermatitis en ave rapaz. Choperena, M.; Pérez, J.

renal (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005).

Tratamiento

- Terapia general de soporte de la enfermedad renal:
- Terapia de fluidos: evitar acumulo de uratos en el túbulo por falta de diuresis.
- Antibióticos: de amplio espectro y no nefrotóxicos.
- Control de la hiperuremia: inhibir la síntesis de ácido úrico con alopurinol 30 mg/kg VO cada 12 horas; colchicina 0.04 mg/kg VO, cada 12 horas.
- Dieta baja en proteína: bajar proteína en aves no estabilizadas y mantenerla baja en aves estabilizadas (Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).



Ave con retención de huevo. Bonilla, W.

7.5. Retención del huevo y distocia

Las causas incluyen obstrucción mecánica de ovoposición o disfunción cloacal, deficiencias funcionales del músculo liso del oviducto, infecciones del oviducto, puestas de huevo excesivas con subsecuente fatiga del oviducto, procesos sistémicos de enfermedad, deficiencias o excesos nutricionales (vitamina E, selenio, calcio), obesidad, ejercicio inadecuado, predisposición genética, estrés, hipo o hipertermia. Los signos clínicos incluyen depresión aguda, dolor abdominal, cojera, distensión abdominal, disnea, parálisis bilateral de las patas o paresis y, ocasionalmente, muerte súbita (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Tratamiento

- Estabilizar al paciente y descubrir la causa.
- Realizar terapia de fluidos.
- Calcio: 23 mg/kg IM, IV cada 24 horas.
- Evitar que el paciente se deprima.
- Se puede realizar una suave presión digital teniendo cuidado de no inducir un prolapso del oviducto o de la cloaca.
- **En casos críticos:** ovocentesis: aplicar oxitocina 0.5-3.5 UI/kg IM.
- Prostaglandinas: 0.02-0.1 mg/kg IM, inducen contracción del oviducto y ayudan a expulsar el huevo retenido.

7.6. Convulsiones

Las aves presentan signos de ataxia de la cabeza y el cuerpo, son incapaces de agarrar la percha, presentan extensión de alas y patas, inconsciencia y epilepsia. Las causas incluyen: epilepsia, trastornos metabólicos, enfermedades nutricionales, infecciones, traumatismos, y neoplasia. En estos casos se debe revisar la



Caso de ave con convulsiones. Choperena, M.

historia clínica del animal y hacer pruebas de hematología y radiología (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Se debe hacer un diagnóstico diferencial de enfermedades infecciosas (septicemia aguda, micotoxinas, enfermedad de Newcastle, parásitos con migración al cerebro), enfermedades metabólicas (hipocalcemia, hipoglicemia, deficiencia de vitamina D3, encefalopatía hepática), neoplasias (tumores en cerebro o glándula pituitaria) o toxinas (zinc, aflatoxina, insecticidas o politetrafluoroetileno) (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Tratamiento

- Diazepam 0.5-1 mg/kg IV, IM.
- Fenobarbital 1-2 mg/kg VO, 2 veces al día.
- Gluconato de calcio 10-100 mg/kg IV, lentamente.



Traumas del sistema musculoesquelético. Choperena, M.

- Dextrosa 50-100mg/kg IV, lentamente.
- Terapia de fluidos (Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

7.7. Desórdenes del sistema musculoesquelético

Ocurre principalmente en aves pequeñas por injurias traumáticas, malnutrición, anormalidades metabólicas, parasitismo, neoplastias o por una etiología desconocida.

7.8. Traumas de tejidos blandos

Estos traumas pueden presentarse por mordiscos de mamíferos o picaje de otras aves; pueden generar pérdida de las plumas del vuelo o por mutilación en músculo pectoral, en las axilas,



Tratamiento de trauma en aves. Pérez, J.

patas, dedos o alas (Altman et al., 1997; Samour, 2010).

7.9. Mordiscos

Pueden provenir por ataques de perros y gatos u otras ave y pueden presentar daños en la base de la cola o la cabeza o alas con desgarre del folículo plumoso.

Tratamiento

- Estabilizar al paciente.
- Administrar oxígeno.
- Aplicar antiinflamatorios y terapia de fluidos.
- Lavar el tejido y debridar si es necesario.
- Antibiótico (parenteral y tópico).
- Vendaje (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005).

7.10. Fracturas óseas en aves

Factores predisponentes

Gran canal medular, sobre todo en los huesos neumáticos, recubrimiento escaso de tejidos blandos, esquirlas óseas producidas pueden lesionar los tejidos blandos y fácil alteración de la vascularización (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Manejo preoperatorio

- Realizar terapia de fluidos.
- Limpiar con soluciones antisépticas.
- Administrar antiinflamatorios: meloxicam 0.1 mg/kg cada 24 horas IM, flumixin 0.5 mg/kg cada 24 horas IM.
- Realizar antibioterapia.



Manejo de fractura en aves. Pérez, J.

- Administrar alimentación de soporte.
- Realizar un vendaje estabilizador.
- No realizar intervenciones en las 24 horas previas a la operación (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Valoración de las fracturas

La valoración de las fracturas depende de una serie de factores que van a determinar la elección del tratamiento y su pronóstico. Estos factores incluyen: el tipo de hueso afectado, la localización y el tipo de la fractura, el número de esquirlas óseas, y el grado de lesión de los tejidos blandos adyacente (Altman et al., 1997; Helmer & Redig, 2006). La fractura de húmero generalmente es expuesta y presenta complicaciones en la cicatrización debido al compromiso vascular y de tejidos blandos; en estos casos el pronóstico es reservado. La fractura de húmero cerrada generalmente cicatriza sin complica-

ciones (Altman et al., 1997; Helmer & Redig, 2006; Samour, 2010).

En la fractura de la ulna y el radio la intervención quirúrgica sólo es necesaria cuando la mala posición de los fragmentos es evidente. Cuando la ulna permanece intacta pero el radio está fracturado se obtienen mejores resultados. Cuando se presentan fractura proximal del radio y de la ulna es difícil de manejar y tienen mal pronóstico (Helmer & Redig, 2006). La fractura de carpo y metacarpo deberán manipularse cuidadosamente debido a la pequeña cantidad de tejidos blandos y aporte sanguíneo presentes en el área (Altman et al., 1997; Helmer & Redig, 2006). La fractura de fémur se presentan con poca frecuencia porque está cubierto por una gran masa muscular.

El fémur responde muy favorablemente a la mayoría de las fijaciones que se realizan (Altman et al., 1997; Helmer & Redig, 2006; Samour, 2010). Las fracturas tibiotarsales suelen ser



Fractura abierta de húmero con compromiso de tejidos blandos en ave. Pérez, J

cerradas y el pronóstico es bueno (Altman et al 1997; Helmer & Redig 2006; Samour 2010). Las fracturas distales de tarso y metatarso tienen un pronóstico reservado debido a su limitado aporte sanguíneo y a que generalmente son fracturas expuestas; estas fracturas requieren varios meses de cicatrización. A los dedos se les debe permitir funcionar libremente durante la recuperación para evitar la inmovilización de los tendones flexores durante la formación del callo (Altman et al., 1997; Helmer & Redig, 2006; Samour, 2010).

Antigüedad de la fractura

El pronóstico será mejor cuanto más reciente sea la fractura. Si hay una fractura con mucho tiempo de evolución, se debe revisar la presencia de:

Fibrosis.

- Daño en tejidos adyacentes.
- Color de hueso y tejidos (Altman et al., 1997; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Vendaje

- Vendaje interdigital y en bola
- Vendaje de Robert Jones .
- Vendaje en ocho



Vendaje interdigital en una ave rapaz y vendaje en bola. Pérez, J



Vendaje en ocho. Choperena, M.

7.11. Patologías Digestivas En Aves

Agente patológico	Signos clínicos	Diagnóstico	Tratamiento
<i>Candida albicans</i>	A veces diarrea Falta de vivacidad Vómito Dificultad para deglutir los alimentos Enflaquecimiento Disnea, dificultad respiratoria Regurgitación Vaciamiento más lento del buche Producción de saliva muy viscosa Retraso en el crecimiento	La necropsia La historia clínica Histopatológico de las vísceras ELISA La endoscopia	Nistatina 300.000 UI/kg VO, 2 veces al día por 15 días Tomar medidas higiénicas Complementos vitamínicos y minerales para aumentar las defensas Ácido acético, ácido cítrico
<i>Trichomona gallinae</i>	Pérdida del apetito Enflaquecimiento Dificultad respiratoria Presencia de líquido maloliente en cavidad bucal Fluido grisáceo y nódulos caseosos blanco amarillentos	Detección de los parásitos en extensiones de mucosas (improntas) o en heces En preparaciones en fresco.	Metronidazol 10-30 mg/kg VO, administrar por 6-7 días En tricomoniasis interna se administra durante 20 días
<i>Ascaris</i>	Enferman especialmente los animales jóvenes Diarreas, plumaje erizado, a veces caída de plumas Adelgazamiento Debilidad, mucosas pálidas Estreñimiento por infestación masiva Eventualmente se mueren después de los 8 días.	Detección de huevos método de flotación	Ivermectina 0.2 mg/kg SC, única dosis Fenbendazol 20-50 mg/kg VO, única dosis, repetir a los 10 días Pamoato de pirantel 7 mg/kg VO, única dosis, repetir a los 14 días
<i>Eimeria spp.</i>	Pluma erizada Mucosas pálidas Inapetencia Pérdida de peso Diarrea sanguinolenta o de color amarillo Deshidratación	Identificación microscópica de los ooquistes en las heces	Amprolium 2-4 ml/kg VO, administrar por 5-7 días TMP Sulfametazina 25-30 ml/kg VO, administrar por 3-5 días Toltrazuril 7 mg/kg VO por 2 días consecutivos
Enterobacterias	Plumas erizadas, letárgico Diarrea Inflamación de articulaciones Conjuntivitis Rinitis Signos nerviosos Debilidad Disnea Muerte súbita	Historia clínica Pruebas serológicas: Histopatología	Gentamicina 2.5 mg/kg IM, administrar 5-7 días Ampicilina 100 mg/kg VO, administrar por 5-7 días Oxitetraciclina 40-50 mg/kg IM, administrar por 5-7 días

(Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Carpenter, 2006; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Ectoparásitos en aves

Agente	Signos	Diagnóstico	Tratamiento
Ácaros: <i>Ornithonyssus gallinae</i> <i>Ornithonyssus silviarum</i> <i>Dermanyssus gallinae</i>	Intranquilidad Anemia Mortalidad en aves jóvenes Picaje Prurito Pérdida de plumaje	<i>Dermanyssus gallinae</i>: Se observan en el entorno del ave <i>Ornithonyssus sp</i>: Se detecta fácilmente en el plumaje.	Ivermectina 0.2 mg/kg SC, única aplicación
<i>Knemidokoptes sp.</i>	Prurito Se forman costras Trastornos en el movimiento Hiperqueratosis Caída de plumas	Detección de los ácaros o huevos embrionados en raspados cutáneos	
Piojos: <i>Lipeurus</i> spp. <i>Menopon</i> spp. <i>Columbicola</i> spp. <i>Heteromenopon</i> spp.	Intranquilidad Clara lesiones en las plumas Adelgazamiento Lesiones en el pico	Detección de los piojos o huevos a simple vista	Ivermectina 0.2 mg/kg SC Moxidectina 1 mg/kg IM, VO Talcos insecticidas (propoxur), aplicación tópica
Pulgas: <i>Echidnophaga gallinacea</i>	Irritación cutánea Anemia Plumaje sucio Plumaje empastado	Detección de las pulgas	Ivermectina 0.2 mg/kg SC

(Aguilar et al., 2010; Altman et al., 1997; Carpenter, 2006; Harrison & Lightfoot, 2005; Samour, 2010).

Capítulo 8

Enfermedades y emergencias en mamíferos

8.1. Xenartros

Enfermedades infecciosas

Las enfermedades infecciosas que se presentan en los xenartros (armadillos, perezosos y hormigueros) en cautiverio se presentan por el manejo inadecuado y el desconocimiento de los requerimientos básicos de su nutrición y hábitat, debido a que este grupo taxonómico es muy especializado (M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Miranda, Superina, Orozco & Jiménez, 2007; Plese & Moreno, 2005; Rojano, Mirano & Ávila, 2014).

Neumonía bacteriana

Enfermedades respiratorias (*Pneumococcus* sp., *Staphylococcus* sp., *Streptococcus* sp.).

Signos clínicos

- Pérdida de peso
- Descarga nasal
- Disnea

- Anorexia
- Depresión
- Hipotermia

Tratamiento

- Ampicilina 30 mg/kg VO cada 8 horas por 8 días.
- Trimetoprim 15 mg/kg VO cada 12 horas por 7 días.
- Enrofloxacin 5 mg/kg VO, IM, SC.

Parásitos externos

Incluye ácaros (*Otodectes* sp., *Sarcoptes* sp.) y garrapatas (*Amblyomma* sp.).

Signos clínicos

- Alopecia
- Prurito
- Zonas eritematosas y con descamación
- Anemia
- Piel engrosada

Tratamiento

Benzoato de bencilo, aplicación tópica, Fipronil® aplicación tópica, ivermectina 0.2 mg/kg vía SC, dosis única.

Enfermedades o condiciones no infecciosas

Sobrecrecimiento de las uñas, que se observa más en los perezosos y pueden alcanzar un gran tamaño, dificultándole al animal un adecuado

agarre a las ramas. En el momento de realizar el tratamiento es importante que el animal esté bajo anestesia y tener los instrumentos necesarios para realizar el corte. Si las uñas alcanzaron a generar algún tipo de lesión, debe instaurarse un tratamiento con antibiótico tópico parenteral y analgésico (M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Plese & Moreno, 2005).

Mordidas o heridas por otros perezosos

Se debe tener cuidado al situar varios perezosos en el mismo hábitat: no se deben juntar perezosos de dos uñas con los de tres, ya que los primeros son muy agresivos. Un mordisco puede ocasionar una lesión abierta y profunda, que se puede contaminar rápidamente. Los signos clínicos observados son inflamación, enrojecimiento y, en casos muy graves, material purulento y necrosis de la piel (M. Fowler, 2001, M. Fowler & Miller, 2003; Plese & Moreno, 2005).

Tratamiento

- Anestesiarse al animal, depilar la zona afectada y desinfectar con soluciones antisépticas.
- En la mayoría de los casos no se recomienda suturar la herida (evaluar el tamaño), aunque en ocasiones sí resulta necesario hacerlo.
- Vendaje, antibioterapia (tópico y parenteral) y analgésico.

Constipación y timpanismo

Cuando un perezoso presenta timpanismo, es importante saber cuándo fue la última vez que defecó, ya que su fisiología digestiva difiere de la de otros mamíferos. Es importante recordar



Lesiones dérmicas en miembros posteriores en armadillo de nueve bandas (*Dasypus novemcinctus*). Choperena, M..

que el perezoso presenta un estómago fermentador. Los síntomas son disnea, dolor, fatiga, anorexia y depresión (M. Fowler, 2001, M. Fowler & Miller, 2003; Plese & Moreno, 2005).

Tratamiento

- Estimular al animal para que defaque, colocándolo cerca de una llave abierta; si el animal es muy grande, colocarlo en el pasto.
- Realizar un enema con agua levemente tibia y masajear.
- Si el animal sigue con el timpanismo, se le puede suministrar productos comerciales utilizados en rumiantes domésticos.
- El último paso es anestésiar al animal y trocarizar.

Hábitat inadecuado en armadillos

Los hábitats inadecuados por pisos inapropiados o por contacto con la orina generan problemas de salud, heridas en el caparazón, rostro y miembros. Puede haber complicaciones al presentarse los siguientes signos: conjuntivitis, lagrimeo, úlceras en el abdomen, anorexia, postración, distensión abdominal, disminución en las deposiciones fecales (Balderas, Barrón, & Magaña, 2012; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003).

Tratamiento

Si el animal presenta demasiadas heridas lo más aconsejable es anestésiarlo. Se le debe aplicar un analgésico por lo menos durante 3 días. Las heridas se deben lavar con soluciones

antisépticas, antibioterapia, fluidoterapia y alimentación forzada. El armadillo debe colocarse en una caja plástica con una tapa que le permita respirar y debe acondicionarse con heno para evitar la contaminación de las lesiones (Balderas et al., 2012; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003).

Antiparasitarios en xenartros

Medicamento	Dosis mg/kg de peso del paciente	Vía	Tipo de parásito
Fenbendazole	25-50 24h por 3 días	Oral	Nemátodos
Ivermectina	0.2	Subcutánea	Nemátodos
Pamoato de Pirantel	10-20 Una dosis	Oral	Nematodos <i>Ascaris sp.</i> , <i>Strongyloides sp.</i> , <i>Strongylus sp.</i>
Metronidazol	10-25 24 h por 5 días	Oral	<i>Entamoeba sp.</i> y <i>Giardia sp.</i>
TMP Sulfadimthoxine	15 -25 mg/kg	Oral	Coccidias
Prazicuantel	5 en una dosis	Oral	Céstodos

(M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Rojano et al., 2014).

Antibióticos en xenartros

Medicamento	Dosis mg/kg del paciente	Vía	Frecuencia	Duración (días)
Doxiciclina	5	Oral	12	7
TMP Sulfamethoxazole	15	Oral	24	7
Enrofloxacina	2.5 -5	IM	12	5
Amoxicilina	10	IM	8, 12	7
Ceftiofur sódico	2.2	IM	12	5
Penicilina G benzatínica	50.000 U/ml	IM	24	5
Penicilina procaínica	50.000 U/ml	IM, SC	24	5

(M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Rojano et al., 2014)

8.2. Primates

Deficiencia de vitamina B1 (tiamina)

Su deficiencia no es frecuente. Los signos más comunes son pérdida de apetito y peso, debilidad muscular progresiva, ataxia y convulsiones; se presenta en animales con dieta a base de frutas y vegetales (marmosetas) (Beynon & Cooper, 1991; Courtney, 2013; Paredes, 2004).

Tratamiento

- Suministrar por vía oral o intramuscular tiamina 25 mg/kg cada 24 horas por 7 días.
- Corregir la dieta.
- Anticonvulsionante.
- Vigilar al animal mientras se encuentra en el tratamiento (Beynon & Cooper, 1991; Carpenter, 2006; Paredes, 2004).

Enfermedad metabólica del hueso o raquitismo

Se origina por deficiencia de calcio, fósforo, desbalance de calcio-fósforo, vitamina D. Los primates que más se ven afectados son los que han estado en cautiverio y se les ha suministrado una dieta inadecuada o los que han sido abandonados por la madre, principalmente las marmosetas. Los signos clínicos más comunes son: letargia, deformidad en los huesos, retardo en el crecimiento, articulaciones aumentadas de tamaño, dolor al realizar movimientos (Beynon & Cooper, 1991; Courtney, 2013; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Paredes, 2004).

Tratamiento

- Administrar gluconato de calcio 200 mg/kg cada 24 horas durante mínimo 15 días.
- Administrar colecalciferol 250 UI/kg vía oral cada 24 horas.
- Dieta adecuada.
- Multivitamínicos que contengan fósforo y calcio suministrados conjuntamente con los alimentos.
- No situar al animal en hábitats grandes para evitar fracturas óseas.
- Exponer al animal a 15 minutos de sol bajo vigilancia para evitar una hipertermia (Carpenter, 2006; Paredes, 2004).

Traumatismos por congéneres

Es muy común que entre los primates no humanos se presenten enfrentamientos por territorios, alimento o pareja reproductiva, infringiéndose heridas en el pabellón auricular, dedos y cola; cuando los animales no son atendidos a tiempo estas lesiones se pueden infectar hasta necrosarse. En algunos casos hay presencia de miasis (Courtney, 2013; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003; Paredes, 2004).

Tratamiento

- Anestesiarse al animal.
- Aplicar analgésico.
- Depilar la zona si es necesario.
- Lavar con antiséptico.
- Si la herida es grave se debe suturar preferiblemente con puntos separados.



Amputación de pabellón auricular en un mono de la familia Cebidae. Choperena, M.

- Antibioterapia por 8 días tópica y parenteral.

Hipoglicemia

Es frecuente en titíes, por lo cual no se pueden someter a ayunos prolongados. A los animales se les encuentra débiles, letárgicos, temblorosos, con ataxia y en casos graves, pueden presentarse convulsiones. Si el animal aún está consciente, se le puede suministrar suero vía oral (dextrosa y Hartmann), preparado con frutas (banano, papaya, Ensure®). En casos graves, realizar terapia de fluidos intravenosa (dextrosa). Es importante medir los niveles de glicemia en sangre para descartar diabetes mellitus (Beynon & Cooper 1991; Courtney, 2013; Paredes, 2004).

Enfermedades parasitarias

Las enfermedades parasitarias reportadas en primates no humanos son ocasionadas por los siguientes agentes (Beynon & Cooper, 1991; Carpenter, 2006; Courtney, 2013; M. Fowler & Miller, 2003; Paredes, 2004):

Enfermedades parasitarias en primates no humanos

Parásito	Signos	Tratamiento
<i>Giardia intestinalis</i>	Vómito Diarrea	
<i>Entamoeba histolytica</i>	Apatía Debilidad y letargia Diarrea severa con moco y sangre	
<i>Balantidium coli</i>	Pérdida de peso Anorexia Debilidad muscular Diarrea acuosa Tenosmo	Fenbendazol: 50 mg/kg VO cada 24 h por 3 o hasta 14 días según la infección (Nemátodos) Ivermectina: 0.2 mg/kg VO, IM o SC (Nemátodos)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Problemas respiratorios Lesiones a nivel de la retina Sistema nervioso	Metronidazol: 17.5-25 mg/kg VO cada 12 h por 10 días (Protozoarios)
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Diarrea con sangre y moco Urticaria Anorexia Depresión Vómito Emaciación Constipación	Praziquantel: 15-20 mg/kg VO o IM (Céstodos) Piremetamina: 2 mg/kg cada 24 horas por 1 mes (Toxoplasma)
<i>Enterobius vermicularis</i>	Prurito en el ano	
<i>Trichuris</i> sp	Diarrea Urticaria Anorexia	
<i>Gongylonema pulchrum</i> (marmosetas)	Lesiones en cavidad oral y lengua Ptialismo	

Ectoparásitos en primates no humanos

En primates no humanos es frecuente diagnosticar infestaciones con presencia de ectoparásitos

piojos, ácaros y larvas de moscas. Estos parásitos generan pérdida de pelo, prurito, abundante descamación, engrosamiento de la piel (en el caso de los ácaros), piel eritematosa (Beynon & Cooper, 1991; Carpenter, 2006; Courtney, 2013; M. Fowler & Miller, 2003; Paredes, 2004).

Tratamiento

En el tratamiento contra ectoparásitos se puede aplicar ivermectina 0.2 mg/kg SC. Para piojos se puede usar productos tópicos como Friponil® y jabones contra piojos. En los casos de miasis se recomienda anestesiarse al animal, depilar la zona donde se encuentra la larva, extraerla con una pinza, desinfectar con soluciones antisépticas y suministrar antibioterapia (parenteral y tópica) (Carpenter, 2006).

Enfermedades micóticas

Agente micótico	Signos	Tratamiento
Mycosporum canis Trichophyton rubrum	Lesiones circulares Alopecia Pelo hirsuto Calvicie	Ketoconazol: 5-10 mg/kg VO cada 24 horas por 14 días
Sporothrix sp	La infección requiere herida de piel Nódulos-pústulas	Itraconazol: 10 mg/kg VO cada 24 horas por 14 días
Coccidioides immitis	Descarga nasal, tos Disnea Lesiones severas en hueso	Fluconazol: 2-3 mg/kg cada 24 horas durante 30 días Clotrimazol tópico durante 15 ó hasta 30 días

(Beynon & Cooper, 1991; Carpenter, 2006; Courtney, 2013; M. Fowler & Miller, 2003; Paredes, 2004)

8.3. Mustélidos, prociónidos y cánidos

Salmonella

La salmonelosis es una enfermedad gastrointestinal severa con vómito, diarrea y deshidratación. La infección puede ser letal en aquellos con sistema inmune deprimido o en muy jóvenes (AVAFES, 2001; Beynon & Cooper, 1991; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003).

Tratamiento

Antibiótico: Tetraciclinas 20-25 mg/kg IM, VO cada 8 horas durante 10 días.

Úlceras gástricas

Helicobacter mustelae es una bacteria que infecta con frecuencia a los hurones. Los signos clínicos incluyen: estrés, ptialismo, el animal rechina los dientes, vómito con hilos de sangre, diarrea, pérdida crónica de peso y anemia (Aguilar et al., 2010).

Tratamiento

Existen varios protocolos terapéuticos donde se combinan diferentes antibióticos, protectores de mucosa, inhibidores de protones y antagonistas de receptores de H₂. Uno de estos contiene moxicilina 20 mg/kg VO, 2 veces al día, metronidazol 20 mg/kg VO, 2 veces al día y subsalicilato de bismuto 17.5 mg/kg VO, 3 veces al día. Otra combinación incluye claritromicina 12.5 mg/kg VO, cada 12 horas y omeprazol 0.7 mg/kg VO, cada 24 horas (Aguilar et al., 2010).

Distemper canino

Afecta principalmente a cánidos silvestres. Los signos clínicos son similares a los de los cánidos

domésticos: diarrea, descarga ocular, ataxia, convulsiones, neumonía y muerte rápida (M. Fowler & Miller, 2003).

Tratamiento

A los animales que se les diagnostica moquillo se le aplica la eutanasia para evitar el contagio tanto a animales domésticos como silvestres (AVAFES, 2001; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003).

Enfermedades parasitarias

Los signos clínicos son variados pero, en general, los animales tienen mala condición corporal, pelo áspero y sin brillo, mucosas pálidas, diarrea, expulsión de los parásitos en la materia fecal y abdomen pendulante. En algunas ocasiones hay problemas respiratorios asociados a los parásitos (Aguilar et al., 2010; Beynon & Cooper, 1991; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003).

Endoparásitos en pequeños y medianos carnívoros

Parásitos (Nemátodos- Céstodos)	Medicamento	Dosis	Frecuencia
<i>Ancylostoma caninum</i>	Mebendazole	15 mg/kg	24 h cada 3 días VO
<i>Strongyloides</i> sp	Prazicuantel (Céstodos)	5 mg/kg	Una dosis VO
<i>Uncinaria stenocephala</i>	Febendazole	50 mg/kg	24 h cada 3 días VO
<i>Capillaria</i> sp	Piperazina	80 mg/kg	Una dosis VO
<i>Toxocara</i> sp			
<i>Dipylidium caninum</i>	Lemavisol	10 mg/kg	Una dosis VO
<i>Echinococcus granulosus</i>			

(Aguilar et al., 2010; Beynon & Cooper, 1991; M. Fowler, 2001; M. Fowler & Miller, 2003)

Capítulo 9

Nutrición

9.1. Reptiles

Alimentación en reptiles

Serpientes y caimanes	<p>En cautiverio se alimentan con ratones, pollos, peces, codornices, conejos, mamíferos y aves pequeñas vivas.</p> <p>Los juveniles se deben alimentar a diario, los adultos una o dos veces por semana. No hay que suplementar con vitaminas.</p> <p>Si son dietas a base de presas muertas (carne de vaca, caballo o pollo) es importante suplementar con vitaminas.</p>
Lagartos insectívoros	<p>Moscas, gusanos de cera, grillos, cucarachas, mariposas.</p> <p>Los adultos se alimentan una vez al día y los juveniles deben hacerlo todo el día.</p>
Tortugas omnívoras	<p>85% vegetales verdes y amarillos</p> <p>5 a 10% fruta</p> <p>5 a 10% carne</p> <p>Suplementar con Ca al 0.9% - 1% de la dieta</p> <p>No suministrar espinacas, remolacha, acelgas: oxalatos</p> <p>Colocar peces vivos</p>
Iguanas y tortugas herbívoras	<p>Col, brócoli, alfalfa, espinacas, perejil, acelga, mostaza</p> <p>Frutas: papaya, melón, manzana, tomate, banano, kiwi, pera, fresa, ciruelas</p> <p>Proteína animal: grillos, gusano de la harina, papilla con concentrado de perro y gato</p> <p>Calcio 0.24-1 % de la dieta</p>

(Aguilar et al., 2010; Castaño, 2001; M. Fowler, 2001; Mader, 1996)

9.2. Aves

Dieta en psitácidos (*Psittacidae*)

Dieta en guacamayas, loros, cotorros y periquitos			
Frutas y legumbres	Semillas	Proteínas	Suplemento
Manzana, naranja, mango, higo, papaya, plátano, pepino, calabacín, granadilla, guayaba, melón, sandía, zanahoria, tomate, pimentón	Maíz chócolo, almendras*, maní* Girasol*, arvejas, avena	Huevo cocido, lentejas, frijol	Hueso de calcio, papilla

* Suministrar con precaución. (Altman et al., 1997; Dierenfel & Graffam, 1997; Durán et al., 2000; Harrison & Lightfoot, 2005)

Dieta en passeriformes (pájaros cantores)

Los alimentos deben lavarse antes de suministrarse y es necesario ofrecer agua limpia diariamente.

Dieta en passeriformes		
Frutas	Proteínas	Suplemento
Plátano, banano*, guayaba, papaya, higo, melón, naranjas, mango, mandarinas dulces, fresas, uvas	Huevo cocido, lombrices de tierra, tenebrios	Papilla

*Suministrar con precaución. (Dierenfel & Graffam, 1997)

Dieta para aves omnívoras (*Ramphastidae*)

Dieta para aves omnívoras (tucán)		
Frutas	Proteínas	Suplemento
Plátano, pera, guayaba, papaya, higo, melón, naranjas, mango, mandarina dulce, fresas, uvas	Huevo cocido, lombrices de tierra, tenebrios, vísceras de pollo cocidas, grillos, cucarrones	Vitaminas solo si el animal las requiere

(Dierenfel & Graffam 1997)

Dieta para aves rapaces (halcones, gavilanes, búhos, currucutúes)

Dieta para aves rapaces	
Proteína	Suplemento
Suministrar presas vivas (ratones, pollitos, codornices) Carne cruda, pollo crudo	Se agregan multivitamínicos solo si al animal se le da carne cruda Calcio y fósforo (esencial comercial)

(Dierenfel & Graffam, 1997)

9.3. Mamíferos

9.3.1. Xenartros: hormigueros, perezosos, armadillos.

Los animales que se encuentran dentro de este grupo tienen requerimientos especializados tanto en la dieta como en el hábitat.

Dieta para hormigueros (*Myrmecophagidae*)

Para la formulación de una dieta de *Myrmecopha tridactyla* y *Tamandúa* sp., se recomienda la inclusión de ciertos ingredientes, teniendo en cuenta las buenas características nutricionales, la economía, la fácil adquisición y los buenos resultados obtenidos en diferentes instituciones zoológicas: productos de origen animal como carne de vacuno, carne de equino, huevos de gallina (preferiblemente cocidos) y miel de abejas; alimentos comerciales para mascotas, como concentrados pelletizados para perro o para gato; cereales como avena, arroz cocido y alimentos comerciales en harina del mismo tipo; frutas como banano, manzana y pera; productos lácteos como leche y yogurt deslactosados; y, finalmente, suplementación con calcio (carbonato de calcio), multivitamínico para perros o gatos, taurina y vitamina K (Miranda et al., 2007; Rojano et al., 2014). Los neonatos e infantes se alimentan con leche de cabra, que contiene altas concentraciones de proteínas y grasas que se asemejan a los requerimientos nutricionales encontrados en algunas especies de hormigueros (Rojano et al., 2014).

Dieta para perezosos

Dieta Perezoso de dos uñas (<i>Choloepus</i> sp.)	Dieta Perezoso de tres uñas (<i>Braypus variegatus</i>)
Frutas (pepino, pera, manzana, uvas verdes, remolacha), verduras, follajes, <i>Cecropia</i> , San Joaquín y proteína animal (huevo cocido).	Se alimentan de una amplia variedad de hojas, flores y brotes: <i>Cavanillesia platanifolia</i> , <i>Bombacaceae</i> , ariza, guásimo, yarumo, ceiba verde, majagua y variedades de caucho.

(Plese & Moreno, 2005)

Dieta para armadillos

- **Dieta 1.** 200 a 250 g de concentrado de perro humedecido con agua, aproximadamente 5 ratones de laboratorio recién nacidos (dos veces por semana), 5 grillos adultos (*Gryllus* sp.) y aproximadamente 50 gusanos de la harina (*Tenebrio molitor*) cada 5 días (Balderas et al., 2012).
- **Dieta 2.** 80 g de mezcla de comida enlatada para gato, huevo, una cucharada de suplemento proteico para perros y 200 ml de agua diariamente (Balderas et al., 2012).

- **Dieta 3.** 80 g de fruta fresca picada, insectos y 200 ml de agua. Los suplementos alimenticios son utilizados regularmente de tal manera que ayuden a completar los requerimientos nutrimentales del armadillo en cautiverio. Los restos de comida deben ser retirados de inmediato (Balderas et al., 2012).
- **Dieta 4.** Leche deslactosada y descremada, miel, huevo, papaya, carne enlatada de gato, vitaminas y minerales. Suministrar vitamina K para prevenir las hemorragias.

9.3.2. Dieta para primates no humanos

Mono nocturno (<i>Aotus</i> sp.)	Mono aullador (<i>Alouatta seniculus</i>)	Monos maiceros de la familia <i>Cebidae</i>
Frutas: banano, papaya, mango, manzana, pera, higo, melón, sandía, fresas, tomate Insectos: grillos, tenebrios Follaje, flores	Follaje, flores Frutas: papaya, mango, manzana, pera, higo, melón, sandía, fresas, tomate Pollo cocido, huevo cocido	Frutas: papaya, mango, manzana, pera, higo, melón, sandía, fresas, tomate Insectos, follaje, flores Legumbres: habichuelas, zanahoria, arvejas cocidas, lentejas Huevo cocido, pollo

(Dierenfel & Graffam, 1997)

9.3.3. Dieta para mustélidos

Nutria (<i>Lontra longicaudis</i>)	Comadreja (<i>Mustela frenata</i>)	Hurón (<i>Eira Barbara</i>)
Peces vivos, crustáceos y otros animales acuáticos siempre dentro o cerca del agua	Pollo o huevo cocido, carne cruda	Presas vivas, ratón, pollitos

(Dierenfel & Graffam, 1997)

9.3.4. Dieta para cánidos y prociónidos

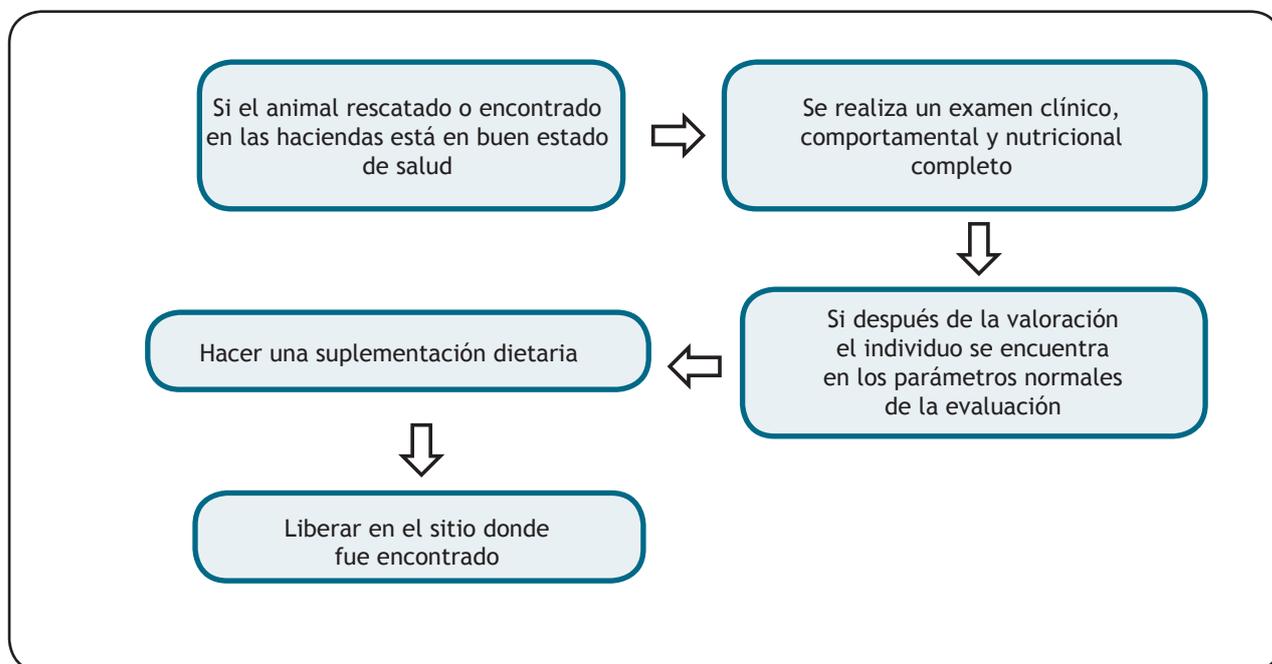
Zorro (<i>Cerdocyon thous</i>)	Prociónidos (Mapache, Cusumbo)
Pollo, ratones, alimento para cánidos domésticos, tenebrios, hígado, huevo, frutas, vitaminas y calcio	Los animales que pertenecen a este grupo son omnívoros, es decir se les puede dar fruta (papaya, mango, manzana, pera, higo, melón, sandía, fresas, tomate), carne y algunos insectos

(Dierenfel & Graffam, 1997)

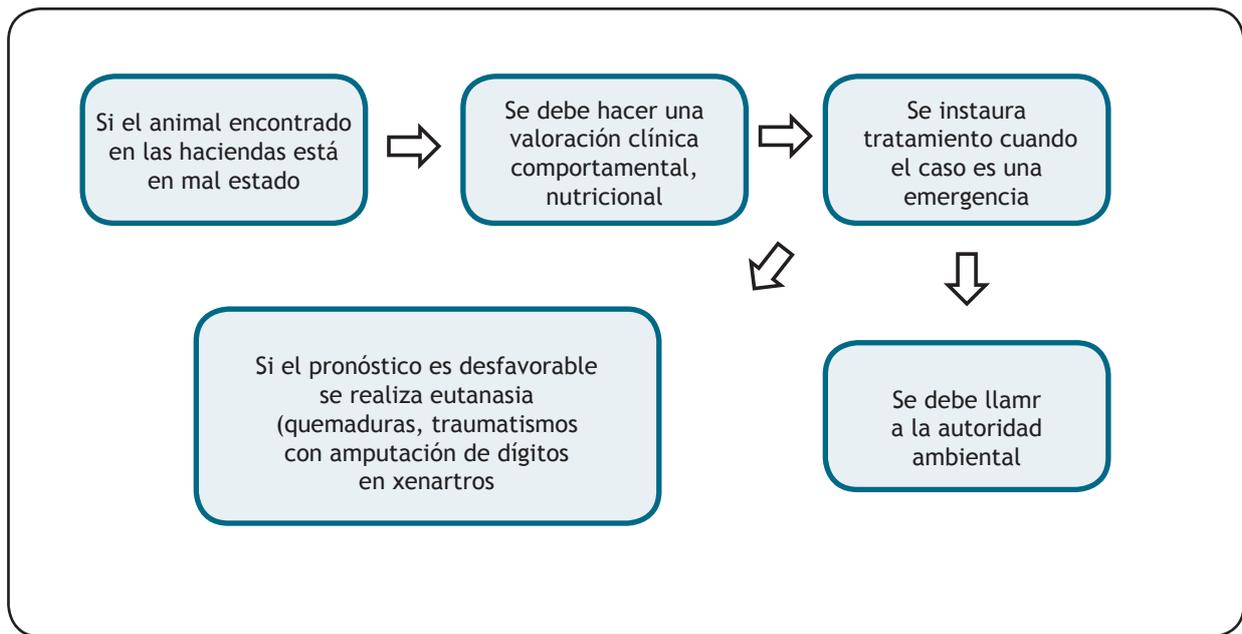
Capítulo 10

Protocolo de valoración de fauna silvestre en las haciendas

Animal silvestre en buen estado de salud:



Animal silvestre en mal estado de salud:



Referencias

bibliográficas

- Aguilar, R., Hernández, S. M., Divers, S. J., & Perpiñán, D. (2010). *Atlas de Medicina de Animales Exóticos* (Segunda ed.). Buenos Aires, Argentina: Intermédica.
- Altman, R., Club, S., Dorrestein, G., & Quesenberry, K. (1997). *Avian Medicine and Surgery*. Philadelphia, Estados Unidos: W.B. Saunders
- AVAFES. (2001). *Curso de medicina y cirugía en pequeños mamíferos exóticos*, Barcelona, España.
- Balderas, S., Barrón, D., & Magaña, V. (2012). *Plan de manejo tipo para armadillo de nueve bandas (*Dasybus novemcinctus*) modalidad intensiva*. México, D.F, México: Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
- Beynon, P., & Cooper, J. (1991). *Manual of Exotic Pets*. Ames: Estados Unidos: Iowa State University Press.
- Boede, E., & Sogbe, E. (2000). Enfermedades en caimanes del Orinoco (*Crocodylus intermedius*) y caimanes de la costa (*Crocodylus acutus*) mantenidos en zocriaderos venezolanos. *Revista Científica FCV-LUZ*, 4, p.p. 328-338.
- Campos, P., & Campos, P. (2009). *Protocolo para rescate de anfibios y reptiles en Costa Rica*. San José, Costa Rica: Colegio de Biólogos de Costa Rica.
- Carpenter, J. W. (2006). *Formulario de animales exóticos* (3ª edición ed.). Buenos Aires, Argentina: Intermedica.
- Castaño, R. (2001). *El Nuevo Libro de las Iguanas*. Madrid, España: Susaeta ediciones.
- Courtney, A. (2013). *Pocket handbook of nohuman primate clinical medicine*. London, U.K: CRC Press.
- Dierenfel, E., & Graffam, W. (1997). *Manual de nutrición y dietas para animales silvestres en cautiverio (ejemplos para animales de la América tropical)*. Cali, Colombia: Instituto Smithsonian y Sociedad Zoológica de San Diego.

- Durán, C., Suárez, C., Rojas, S., Lozano-Ortega, I., Zangen, S., Pereira, V., & Nassar-Montoya, F. (2000). *Protocolo para el manejo y disposición de loras (Amazona ochrocephala y A. amazonica) en el centro de recepción y rehabilitación de fauna silvestre de Engativá - DAMA*. Bogotá, Colombia: Centro de Primatología Araguatos.
- Espinoza, T. (2012). *Manual de prácticas para la asignatura de clínica de animales de zoológico* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México, México.
- Fowler, A. (2007). Fluid Therapy in Wildlife. *National Wildlife Rehabilitation Conference Proceedings*. Simposio llevado a cabo en Fremantle, Australia.
- Fowler, M. (2001). *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wilds Animals*. Ames, Estados Unidos: Iowa State University Press.
- Fowler, M., & Miller, E. (2003). *Zoo and Wild Animal Medicine* (Quinta edición ed.) , Columbia, Estados Unidos: Saunders.
- González, A. (2011). Métodos de estimación, captura, y contención de mamíferos. En S. Gallina & C. López (Eds.), *Manual de técnicas para el estudio de la fauna* (pp. 390). Querétaro, México: Universidad Autónoma de Querétaro e Instituto de Ecología A.C
- Guillen, F., & Ramírez, S. (2004). *Opciones de manejo para fauna silvestre en cautiverio: Parque de Conservación de Vida Silvestre Zoo Ave*. Alajuega, Costa Rica: Fundación Restauración de la Naturaleza.
- Harrison, G., & Lightfoot, T. (2005). *Clinical Avian Medicine*. (2 volúmenes). Brentwood, Estados Unidos: HBD Internacional
- Helmer, P., & Redig, P. T. (2006). Surgical Resolution of Orthopedic Disorders. En G. Harrison & T. Lightfoot (Eds.), *Clinical Avian Medicine. II*, pp. 761-774. Ithaca, Estados Unidos: Internet Publisher: International Veterinary Information Service.
- Kreeger, T. J., Raath, J. P., & Arnemo, J. M. (2002). *Handbook of wildlife chemical immobilization*. Fort Collins, Estados Unidos: Wildlife Pharmaceuticals
- Lloyd, M., & Morris, P. (1999). Chelonian Venipuncture Techniques. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians*, 9(1), 26-29.
- Mader, D. (1996). *Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia, Estados Unidos: W.B. Saunders.
- Martínez-Silvestre, A., Perpiñán, D., Marco, I., & Lavin, S. (2002). Venipuncture Technique of the Occipital Venous Sinus in Freshwater Aquatic Turtles. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 12, 31-32.
- Miranda, F., Superina, M., Orozco, M., & Jiménez, I. (2007). *Manual de Cuarentena del Oso Hormiguero Gigante (Myrmecophaga tridactyla)*. Sin Publicar. Recuperado de: http://cltargentina.org/download/osohormiguero/manual_cuarenta.pdf
- NATIVA. (2008). *Apuntamientos veterinarios sobre historia natural* (Tercera ed.). Ciudad, País: NATIVA
- Orjuela, D. (2009). *Introducción a la medicina de fauna Silvestre en Latinoamérica*. Serrano Editores.
- Osofsky, S., & Hirsch, K. (2000). Chemical restraint of endangered mammals for conservation purposes: a practical primer. *Oryx*, 34(1), 33.
- Paredes, J. (2004). *Principales aspectos sobre la medicina y manejo en primates no humanos*. Recuperado de: <http://www.scielo.org.co/scieloOrg/php/reflinks.php?refpid=S1900-9607201400010000700022&lng=en&pid=S1900-96072014000100007>
- Plese, T., & Moreno, S. (2005). *Protocolos de rehabilitación, reintroducción o reubicación de perezosos de dos uñas (C. hoffmanni) y de tres uñas (B. variegatus)*. Medellín, Colombia: Fundación UNAU, CORANTIOQUIA.
- Rojano, C., Miranda, L., & Ávila, R. (2014). *Manual de Rehabilitación de Hormigueros de Colombia*. Yopal, Colombia: Fundación Cunaguaro Geopark Colombia S.A.S.
- Rueda-Almonacid, J. V., Carr, J. L., Mittermeier, R. A., Rodríguez-Mahecha, J. V., Mast, R. B., Vogt, R. C., ... Mittermeier, C. G. (2007). *Las tortugas y los cocodrilianos de los países andinos del trópico. Serie de guías tropicales de campo No. 6*. Bogotá, Colombia: Editorial Panamericana.

- Rundquist, E. (1995). *Reptile and Amphibian Parasites*. Ciudad, Estados Unidos: TFH Publications.
- Samour, J. (2010). *Medicina aviaria*. Ciudad, España: Elsevier.
- Sánchez, O., López, G., García, A., & Benítez, H. (2011). *Programa de monitoreo del Cocodrilo de Pantano (Crocodylus moreletii)*. Ciudad, México: Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
- Soto, C., & Cruz, E. (2007). Fluidoterapia en Aves Ornamentales. *Revista Electrónica de Veterinaria*, VIII (12), 1695-7504.
- Thompson, P. (2016). *Wildlife Rehabilitation Manual*. Washington Department of Fish and Wildlife. Recuperado de: http://wdfw.wa.gov/conservation/health/rehabilitation/rehab_manual.pdf.
- Varela, N. (2011). Bioseguridad en el manejo de fauna silvestre y no convencional. *Conferencia Internacional Medicina, Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exóticos y No Convencional*. Bogotá, Colombia
- West, G., Heard, D., & Caulkett, N. (2007). *Zoo Animal and Immobilization and Anesthesia* (Primera ed.). Ames: Estados Unidos: Blackwell.

Esta guía de manejo veterinario de fauna silvestre es un material académico que aporta al estudiante y médico veterinario pautas básicas para la atención del paciente silvestre en las Haciendas de la Universidad de Antioquia. El orden y los temas trabajados van de lo general a lo particular y se incluyen temas como la descripción de equipos y herramientas básicas en los procesos de restricción tanto físicas como químicas, técnicas de venopunción y fluidoterapia, enfermedades comunes y emergencias de aves, reptiles y mamíferos. Adicionalmente, se sugieren dietas básicas de mantenimiento y se da un protocolo de disposición temporal de animales silvestres, mientras son entregados a las autoridades ambientales quienes deciden el destino final.

Autoras:

Mary Cerliz Choperena

Mary Cerliz Choperena es médica veterinaria, especialista en gestión ambiental, con maestría en ambiente y desarrollo. Desde 2001 trabajó en atención clínica, rescate y rehabilitación de fauna silvestre; actualmente se desempeña como consultora ambiental y docente en la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad de Antioquia y participa y coordina el curso de medicina de fauna silvestre. Sus intereses en investigación incluyen la medicina, reintroducción y bienestar de animales silvestres.

Claudia P. Ceballos

Claudia P. Ceballos es médica veterinaria, con maestría en conservación de fauna silvestre y doctorado en ecología y evolución. Desde 2011 se desempeña como docente de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad de Antioquia, actualmente participa en los cursos de morfofisiología y medicina de fauna silvestre y coordina las rotaciones en fauna silvestre. Sus intereses en investigación incluyen la historia natural y conservación de tortugas de pantano, tierra y agua dulce de Colombia.