

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS



Anestesia en reptiles.

Por:

JESÚS ELÍAS NAVARRETE GRIMALDO

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Torreón, Coahuila, México
Enero 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Anestesia en reptiles.

Por:

JESÚS ELÍAS NAVARRETE GRIMALDO

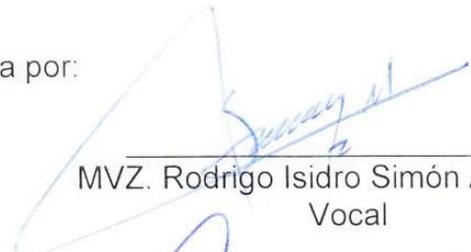
MONOGRAFÍA

Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial para obtener el título de:

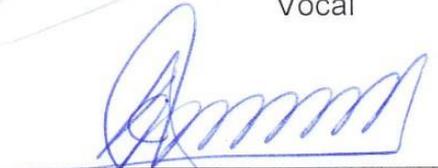
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por:


MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Presidente


MVZ. Rodrigo Isidro Simón Alonso
Vocal


MVZ. Raúl Carlos Rodríguez Villa
Vocal


MVZ. Jesús-Alfonso Amaya González
Vocal Suplente


MC. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal



Torreón, Coahuila, México
Enero 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Anestesia en reptiles.

Por:

JESÚS ELÍAS NAVARRETE GRIMALDO

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título del:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



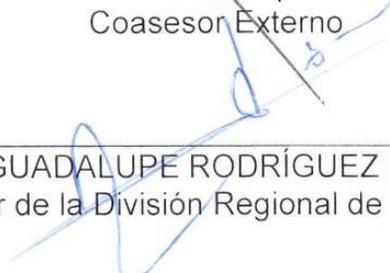
MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Asesor Principal



MVZ. Raúl Carlos Rodríguez Villa
Coasesor



MVZ. Guillermo Alberto Azpilcueta Cárdenas
Coasesor Externo



MC. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal



Torreón, Coahuila, México
Enero 2020

AGRADECIMIENTOS

Primeramente agradezco a mi alma mater, a mi Universidad que me abrió sus puertas y me permitió convertirme en un profesional, a sus maestros, a mis compañeros y amigos. Gracias a todos los que han recorrido este camino conmigo, cada uno ha motivado mis sueños y ganas de superarme.

Al MC. J.L Francisco Sandoval Elías, por impulsarme a hacer este trabajo, compartirme sus conocimientos.

Al M.V.Z. Guillermo Azpilcueta y al MVZ Raúl Carlos que compartieron sus conocimientos conmigo durante todo este trayecto.

A mi familia, por darme las mejores cosas y la mejor educación. Sin su apoyo y amor, esto no hubiera sido posible.

A los que estuvieron en algún tiempo de mi vida, les agradezco las maravillosas experiencias y las lecciones que me aportaron.

Y a todos aquellos que están cerca de mí, que le regalan a mi vida día a día lo mejor de ellos.

DEDICATORIAS

A mi madre, Carmen Grimaldo, con amor y verdadera admiración. Gracias a ella soy lo que la persona de hoy en día, siempre impulsándome a seguir avanzando, siempre escuchándome, todo es gracias a ella.

A mi padre, Bernardo Navarrete, quien me guió, apoyó y alentó a lo largo de todo este trayecto, que siempre tuvo la disposición de aconsejarme a lo largo de mi vida, brindándome su sabiduría.

A mi hermana Dulce Navarrete, con gratitud, todo mi respeto y admiración, quien siempre estuvo a mi lado.

A Edith Raquel que me soporto durante meses, en mis altas y bajas emocionales, en los momentos de estrés, quien me escucho soñar sin prisa y me alentaba día con día a superarme, a ser mejor persona y con el deseo de ser un gran profesional.

A Guillermo Azpilcueta, por enseñarme la mayor parte de lo que se de la medicina veterinaria, y por darme siempre su apoyo incondicional.

INDICE

| | PAGINA |
|--|------------|
| AGRADECIMIENTOS | I |
| DEDICATORIAS | ii |
| INDICE | iii |
| INDICE DE CUADROS | iv |
| INDICE DE FIGURAS | v |
| RESUMEN | vi |
| INTRODUCCION | 1 |
| 1. Tortugas terrestres y acuáticas | 1 |
| 1.1 Anatomía y fisiología de las tortugas..... | 2 |
| 1.1.1 Esqueleto..... | 2 |
| 1.1.2 Aparato digestivo..... | 2 |
| 1.1.3 Aparato respiratorio..... | 3 |
| 1.1.4 Corazón, Vasos Sanguíneos y Timo..... | 4 |
| 1.1.5 Aparato Urinario..... | 4 |
| 1.2 Mantenimiento..... | 5 |
| 1.2.1 Ectotermia..... | 5 |
| 1.2.2 Alojamiento..... | 6 |
| 1.2.3 Iluminación ambiental..... | 6 |
| 1.2.4 Humedad..... | 6 |
| 1.3 Manejo y sujeción..... | 7 |
| 1.3.1 Exploración física..... | 9 |
| 1.4 Administración de fármacos..... | 11 |
| 1.5 Anestesia clínica..... | 13 |
| 1.5.1 Sedación..... | 13 |
| 1.5.2 Estabilización pre anestésica..... | 14 |
| 1.5.3 Anestésicos inyectables..... | 15 |
| 1.5.4 Anestésicos inhalados..... | 17 |

| | |
|---|-----------|
| 1.5.5 Inducción Anestésica..... | 18 |
| 1.5.6 Monitoreo de la anestesia..... | 20 |
| 1.5.7 Recuperación..... | 21 |
| 2. Saurios..... | 22 |
| 2.1 Anatomía y fisiología de los saurios..... | 26 |
| 2.1.1 Esqueleto..... | 26 |
| 2.1.2 Sistema cardiovascular..... | 27 |
| 2.1.3 Sistema respiratorio..... | 27 |
| 2.1.4 Sistema digestivo..... | 28 |
| 2.1.5 Aparato urinario..... | 29 |
| 2.1.6 Tegumento..... | 30 |
| 2.2 Mantenimiento..... | 30 |
| 2.2.1 Alojamiento..... | 30 |
| 2.2.2 Iluminación..... | 31 |
| 2.2.3 Calor..... | 32 |
| 2.2.4 Humedad..... | 32 |
| 2.3 Manejo y sujeción..... | 34 |
| 2.4 Administración de fármacos..... | 37 |
| 2.5 Anestesia clínica..... | 40 |
| 2.5.1 Sedación..... | 40 |
| 2.5.2 Estabilización pre anestésica..... | 40 |
| 2.5.3 Inducción y mantenimiento anestésico en saurios | 40 |
| 2.5.4 Intubación endotraqueal..... | 43 |
| 2.5.5 Monitoreo..... | 45 |
| 2.5.6 Recuperación..... | 48 |
| 3 Serpientes..... | 49 |
| 3.1 Anatomía y Fisiología..... | 51 |
| 3.1.1 Esqueleto..... | 52 |
| 3.1.2 Sistema cardiovascular..... | 53 |
| 3.1.3 Sistema respiratorio..... | 54 |
| 3.1.4 Sistema digestivo..... | 54 |
| 3.1.5 Piel y morfología externa..... | 55 |
| 3.1.6 Sistema sensorial..... | 56 |
| 3.2 Mantenimiento..... | 56 |

| | |
|---|----|
| 3.2.1 Iluminación..... | 58 |
| 3.2.2 Humedad..... | 59 |
| 3.2.3 Temperatura..... | 59 |
| 3.3 Manejo y sujeción..... | 60 |
| 3.3.1 venenosos..... | 61 |
| 3.4 Administración de fármacos..... | 63 |
| 3.5 Anestesia clínica..... | 63 |
| 3.5.1 Pre anestesia..... | 63 |
| 3.5.2 Sedación..... | 64 |
| 3.5.3 Inducción anestésica y mantenimiento..... | 65 |
| 3.5.4 Monitoreo anestésico..... | 67 |
| 3.5.5 Recuperación posoperatoria..... | 68 |
| 4 Conclusión..... | 69 |
| 5 Literatura citada..... | 70 |

INDICE DE CUADROS

| | | Página |
|----------|--|--------|
| Tabla 1 | Requerimientos zootécnicos importantes para algunos quelonios comunes. | 1 |
| Tabla 2 | Exploración sistemática de un quelonio. | 9 |
| Tabla 3 | Vías para la administración de fármacos en quelonios. | 11 |
| Tabla 4 | Agentes anestésicos inyectables para quelonios. | 17 |
| Tabla 5 | Agentes anestésicos inhalados para quelonios. | 18 |
| Tabla 6 | Familias de saurios. | 23 |
| Tabla 7 | Sistema de clasificación para determinar las necesidades de hábitat en cautividad. | 33 |
| Tabla 8 | Características y requerimientos zootécnicos de los lagartos que comúnmente se tienen en cautiverio. | 33 |
| Tabla 9 | Serpientes mantenidas de manera común como mascota. | 50 |
| Tabla 10 | Recomendaciones de rango de temperatura ambiental para serpientes cautivas. | 59 |
| Tabla 11 | Opciones de sedación. | 64 |

INDICE DE FIGURAS

| | | Página |
|------------------|--|---------------|
| Figura 1 | Algunos de los quelonios mantenidos en cautividad. | 2 |
| Figura 2 | Localización del corazón queloniano. | 4 |
| Figura 3 | Sección sagital media de una tortuga hembra. | 5 |
| Figura 4 | Sala para satisfacer las necesidades de los reptiles y recintos de varios tamaños. | 7 |
| Figura 5 | Exploración de una tortuga poco tratable utilizando una sonda de odontología roma en forma de gancho. | 8 |
| Figura 6 | Revisión de cavidad oral en quelonio utilizando una pequeña espátula de metal. | 8 |
| Figura 7 | Zona de aplicaciones de medicamentos vías SC e IM en quelonios. | 12 |
| Figura 8 | Inyección intratecal de lidocaína en la región coccígea proximal de una tortuga deslizante de orejas rojas. | 12 |
| Figura 9 | Inyección intratecal de lidocaína en una hembra de tortuga de río. | 13 |
| Figura 10 | Administración IV de propofol en plexo braquial izquierdo. | 13 |
| Figura 11 | Terrario de hospitalización para quelonios terrestres y semiacuáticos. | 15 |
| Figura 12 | Intubación endotraqueal y fijación del tubo. | 19 |
| Figura 13 | Ventilador respiratorio. | 19 |

| | | |
|-----------|---|----|
| Figura 14 | Se debe utilizar ventilador para animales pequeños. | 20 |
| Figura 15 | Tortuga mapa común en decúbito dorsal. | 21 |
| Figura 16 | Forma de asegurar una sonda Doppler en la entrada torácica. | 21 |
| Figura 17 | La iguana verde (<i>iguana iguana</i>). | 25 |
| Figura 18 | El dragón barbudo (<i>pogona vitticeps</i>). | 25 |
| Figura 19 | Geco Leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>). | 25 |
| Figura 20 | Dragón de agua (<i>Physignatus spp</i>). | 26 |
| Figura 21 | Los eslizones de lengua azul (<i>Tiliqua scincoides</i>). | 26 |
| Figura 22 | Vista ventral de una iguana verde y de un lagarto monitor del sabana. | 29 |
| Figura 23 | Vista sagital media del camaleón. | 29 |
| Figura 24 | La forma en que mudan de piel los lagartos. | 30 |
| Figura 25 | Incubadora con temperatura templada. | 32 |
| Figura 26 | Las incubadoras de plexiglás. | 33 |
| Figura 27 | Forma de sujetar a un lagarto grande. | 36 |
| Figura 28 | La restricción física de un lagarto grande. | 36 |
| Figura 29 | Inmovilización de un lagarto pequeño. | 37 |
| Figura 30 | Restricción con una sola mano a lagartijas pequeñas. | 37 |

| | | |
|------------------|--|-----------|
| Figura 31 | Inmovilización de un lagarto aprovechando el reflejo vagal. | 37 |
| Figura 32 | Inyección IM en lagartos. | 38 |
| Figura 33 | Abordaje lateral de la vena coccígea ventral en una iguana verde. | 38 |
| Figura 34 | Catéter intraóseo en lagartos. | 39 |
| Figura 35 | Colocación de la jeringa y aguja para inyección intratecal en una Pogona. | 39 |
| Figura 36 | Administración IV de alfaxalona en un Geco Leopardo. | 39 |
| Figura 37 | Inyección de propofol en la vena coccígea ventral de una iguana verde. | 42 |
| Figura 38 | Inducción anestésica en un Geco Leopardo con isoflurano. | 42 |
| Figura 39 | Inducción anestésica de una iguana verde. | 42 |
| Figura 40 | Cavidad oral de una iguana verde. | 44 |
| Figura 41 | Cavidad oral de un monitor de cuello áspero. | 44 |
| Figura 42 | Una iguana intubada para anestesia. | 44 |
| Figura 43 | Posicionamiento apropiado para un reptil. | 45 |
| Figura 44 | Los lagartos siempre deben ser intubados cuando son anestesiados. | 45 |
| Figura 45 | Colocación de transductor Doppler antes de la inducción anestésica. | 47 |
| Figura 46 | Iguana verde anestesiada con una sonda de flujo Doppler. | 47 |

| | | |
|------------------|---|-----------|
| Figura 47 | Capnografía de extremo de flujo para el monitoreo de la anestesia. | 48 |
| Figura 48 | Recuperación posanestésica de una iguana verde. | 49 |
| Figura 49 | La serpiente del maíz (<i>Elaphe guttata</i>). | 50 |
| Figura 50 | Pitón birmana (<i>Python molurus bivittatus</i>). | 51 |
| Figura 51 | Pitón de bola (<i>Python regius</i>). | 51 |
| Figura 52 | Copperhead tragando el ratón pre-matado. | 52 |
| Figura 53 | Observación de glotis en una pitón verde arbórea. | 52 |
| Figura 54 | Localización del corazón de las serpientes. | 53 |
| Figura 55 | El “ojo azul” en boa terrestre de Madagascar. | 55 |
| Figura 56 | Muda de piel de las serpientes. | 55 |
| Figura 57 | Escamas labiales modificadas en una boa arbórea de Madagascar. | 56 |
| Figura 58 | Cuidado de que la serpiente en el hospital no escape. | 57 |
| Figura 59 | Recintos comerciales para serpientes. | 58 |
| Figura 60 | Terrario adecuado para serpientes que viven en suelo. | 58 |
| Figura 61 | Manera de sostener a una serpiente real con dos manos. | 60 |
| Figura 62 | La defensa típica de la pitón bola. | 61 |
| Figura 63 | Equipo necesario para trabajar con serpientes venenosas. | 62 |
| Figura 64 | Técnica adecuada para usar un | 62 |

gancho de serpiente.

| | | |
|------------------|--|-----------|
| Figura 65 | Técnica adecuada para entubar una serpiente. | 62 |
| Figura 66 | Administración de propofol vía EV en la vena de la cola. | 66 |
| Figura 67 | Inducción anestésica de una serpiente pequeña. | 66 |
| Figura 68 | Inducción con anestésicos inhalantes en una cámara para suministro de gas. | 66 |
| Figura 69 | Máscaras faciales para la anestesia inhalatoria. | 67 |
| Figura 70 | Se recomienda pegar con cinta adhesiva toda la cabeza de la serpiente a la mesa de cirugía. | 67 |
| Figura 71 | Monitoreo anestésico mediante una sonda Doppler. | 68 |

RESUMEN

A través de la presente recopilación se presenta una revisión de la literatura actual que aborda la fisiología y anatomía pertinente a la administración de anestesia y analgesia a una amplia variedad de reptiles. Se discuten las técnicas clínicas actuales en sedación, la inducción, el mantenimiento de la anestesia y recuperación, un poco de anatomía y fisiología, al igual que el correcto manejo y sujeción de estos para evitar accidentes. Los reptiles son un grupo diverso y complejo de animales que presentan desafíos únicos para el profesional que administra anestesia. Me enfocare en hablar específicamente de los reptiles que son comúnmente mantenidos como mascotas, separándolos como Tortugas terrestres, acuáticas y semiacuaticas, Saurios y Serpientes.

Palabras clave: Anestesia, Quelonios, Saurios, Serpientes.

INTRODUCCION

Los reptiles se están volviendo cada vez más populares como mascotas y como animales de investigación. Con tantas especies de reptiles que se presentan al profesional, es difícil mantenerse al tanto de los conocimientos necesarios para proporcionar la atención adecuada y aconsejar y educar a los clientes (Mayer y Bradley, 2006).

El uso clínico de agentes anestésicos en reptiles presenta una serie de desafíos únicos debido a la diversidad de la clase *Reptilia* con respecto a la historia natural, el tamaño, la anatomía y la fisiología. (Sladky *et al.*, 2012).

Casi 8000 especies de reptiles se dividen en cuatro órdenes: *Testudines* (Chelonia) (tortugas terrestres y acuáticas), *Crocodylia* (caimanes, cocodrilos, gavial), *Rhynchocephalia* (tuatara) y *Squamata* (incluye los subórdenes de serpientes y lagartos). (Longley, 2008).

La diversidad de los reptiles en términos de historia natural, tamaño, anatomía y fisiología presenta un desafío clínico único para el veterinario. Sin embargo, como con todas las especies no domésticas, la aplicación de técnicas anestésicas seguras y efectivas es esencial para aquellos veterinarios que tratan a pacientes reptiles, y la aplicación efectiva de anestésicos facilitará la realización de exámenes físicos completos, la recolección de muestras de diagnóstico apropiadas y de alta calidad, y la realización de procedimientos quirúrgicos exitosos. (Sladky *et al.*, 2012).

Similar a la clase Mammalia, la clase Reptilia incluye un grupo diverso de especies, cada una con una respuesta farmacológica única para cada fármaco. Como resultado, la seguridad y eficacia terapéutica difieren entre las especies. A diferencia de los mamíferos. Los reptiles son ectotermos, por lo que los procesos fisiológicos y bioquímicos están fuertemente influenciados por la temperatura corporal. Las suposiciones razonables sobre el metabolismo individual de cada especie de reptil y su respuesta inmune se pueden determinar solo bajo ciertas condiciones (Gibbons, 2014).

I. TORTUGAS TERRESTRES Y ACUATICAS

Existen 12 familias y aproximadamente 257 especies de quelonios, la mayoría de ellas reconocidas como especies amenazadas o en peligro por el CITES. Aunque en castellano todos los quelonios reciben el nombre de tortugas, hay que diferenciar los quelonios terrestres (en inglés "*tortoise*") de los quelonios de agua dulce (en inglés "*terrapin*") y los quelonios marinos (en inglés "*turtle*"). (McArthur *et al.*, 2012). La figura 1 ilustra algunas de las especies mantenidas en cautividad más comunes.

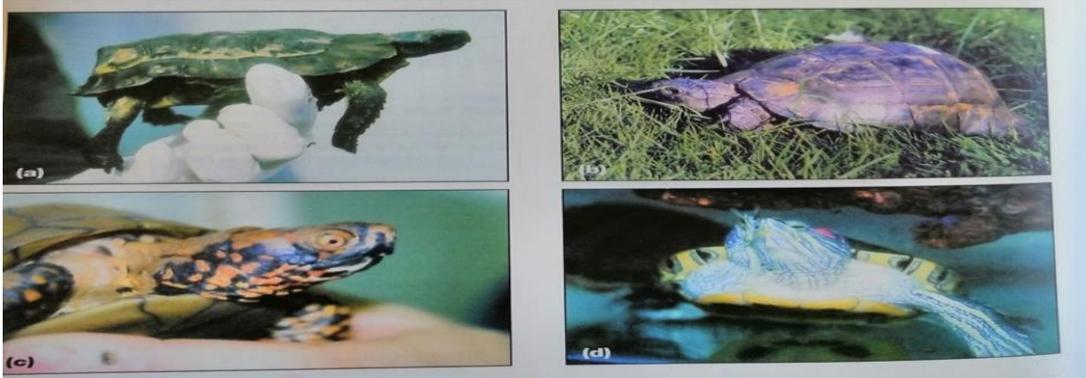


Figura 1. Algunos de los quelonios mantenidos en cautividad: (a) tortuga de bisagra de Home (*Kinixys homeana*); (b) tortuga mora (*Testudo graeca*); (c) tortuga de caja americana (*Terrapene carolina*); (d) tortuga de florida (*Trachemys elegans*) (McArthur *et al.*, 2012).

1.1 Anatomía y Fisiología de las Tortugas

Aunque la anatomía básica es similar entre especies, existen variaciones significativas, incluso dentro de los grupos. (Longley, 2008)

1.1.1 Esqueleto

Las vértebras y las costillas de las tortugas se fusionan con el hueso externo para formar una “caja ósea”. La parte dorsal se conoce como el caparazón o espaldar, y la parte ventral de la cáscara se llama plastrón. Las tortugas de caja tienen una bisagra en la parte frontal del plastrón, que se cierra para sellar el acceso al cuerpo cuando las piernas y la cabeza se retraen (O’Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

Esta “caja ósea” está recubierta por escudos de queratina (Redrobe y Wilkinson, 2012).

Las tortugas juveniles de menos de un año de edad normalmente muestran cierto grado de flexibilidad del caparazón. Las tortugas de cuña adultas conservan un caparazón flexible que les permite introducirse en las grietas de las rocas. Las tortugas acuáticas de caparazón blando tienen una osificación reducida y piel curtida en vez de escudos. En el resto del esqueleto de las tortugas es sorprendentemente convencional, aunque las cinturas pectoral y pélvica están orientadas verticalmente para reforzar el caparazón. Existen grandes masas musculares que van desde las extremidades anteriores y los huesos de la pelvis al plastrón (O’Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

1.1.2 Aparato Digestivo

El tracto digestivo de los reptiles es similar al de los vertebrados superiores a partir de la cavidad bucal y termina en la cloaca con una variación tanto macroscópica como microscópica en diferentes ubicaciones anatómicas según la dieta. La dieta puede ser carnívora, herbívora u omnívora, dependiendo de la especie, lo que

también puede hacer que cumplir los requisitos nutricionales sea un desafío en un entorno clínico (Long, 2016).

Las tortugas tienen una vaina queratinosa de la mandíbula (pico córneo) que se utiliza para morder trozos de comida (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

El esófago desciende a lo largo del lado izquierdo del cuello para entrar en el fundus del estómago en el lado izquierdo de la cavidad celómica. El estómago se encuentra en posición transversal atravesando el cuerpo, y con frecuencia parece estar incrustado en la cara caudal del hígado. El píloro se abre al duodeno en el lado derecho. La disposición del páncreas varía en función de la especie, pero normalmente se puede encontrar sobre la unión del píloro y el duodeno. El bazo es un pequeño órgano ovalado que en algunas especies se encuentra unido al extremo izquierdo del páncreas. En otras está separado y se puede encontrar junto a la curvatura mayor del estómago. El hígado es grande, está dividido en lóbulos de manera incompleta y se dispone como una cortina a lo ancho de la cavidad celómica, detrás del corazón y craneal al estómago. La vesícula biliar es pequeña y se encuentra en el borde caudoventral del lado derecho. El intestino delgado es relativamente corto y el ciego también es pequeño. El colon se encuentra dividido en una rama ascendente, una rama transversa y una rama descendente, y termina en el proctodeo y de ahí desemboca en la cloaca. (Redrobe y Wilkinson, 2012).

En todos los reptiles, los productos de las vías digestivas, excretoras y reproductivas se vacían en la cloaca (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

1.1.3 Aparato Respiratorio

La anatomía y fisiología respiratoria de los reptiles difieren considerablemente de las especies de mamíferos y aves. Las diferencias en la morfología y la función del sistema respiratorio se encuentran entre los órdenes de los reptiles y también se han descrito entre especies del mismo orden. En los quelonios, el aire ingresa a través de las fosas nasales y pasa a través de las cavidades nasales, que están revestidas por el epitelio olfativo y mucoso. La glotis de los quelonios se encuentra en la base de la lengua y es difícil de visualizar en un animal despierto. A diferencia de las serpientes y lagartos, la tráquea es corta, consta de anillos traqueales completos y se bifurca en un bronquio intrapulmonar izquierdo y derecho al nivel de la entrada torácica (Schumacher, 2011).

Los pulmones ocupan el espacio que queda debajo de la capula del caparazón y, comparados con los pulmones de los mamíferos, son más bien sacos aéreos primitivos subdivididos. Los pulmones se sitúan dorsalmente y están separados del resto de las vísceras por una membrana pleuroperitoneal horizontal. No existen diafragma muscular ni cavidades torácica y peritoneal separadas, sino más bien una sola cavidad celómica. La ventilación se consigue mediante movimientos de la cabeza, las extremidades y otros músculos voluntarios. Los quelonios no pueden toser (Redrobe y Wilkinson, 2012).

1.1.4 Corazón, Vasos Sanguíneos y Timo

El corazón de los quelonios tiene un solo ventrículo, que está dividido funcionalmente pero no anatómicamente, y dos aurículas. El corazón se encuentra en posición horizontal, inmediatamente encima del plastrón en la línea media, delante del hígado. Puede haber una cierta cantidad de líquido pericárdico, incluso en animales sanos. Dos grandes troncos arteriales carotídeos- subclávicos se dirigen cranealmente desde el corazón y se bifurcan en el límite caudal de tiroides, que se encuentra delante del corazón. Existe un pequeño timo en cada lado entre las arterias carótida y subclavia. Estos timos están asociados con las glándulas paratiroides craneales. Las glándulas paratiroides caudales se encuentran adyacentes a la aorta, donde esta se curva dorsalmente (Redrobe y Wilkinson, 2012).



Figura 2. El corazón queloniano se encuentra dorsal al humeral, los escudos de plastrón torácico (Mitchell, 2009).

1.1.5 Aparato Urinario

Los riñones se encuentran en el exterior de la membrana celómica, debajo del caparazón en el límite caudal de los pulmones. Los uréteres entran en el cuello de la vejiga. De manera que pueden vaciar bien la vejiga, que se encuentra craneoventralmente, bien en el urodeo, en posición caudal. A su vez, esta cámara colectora comunica con el proctodeo y, a través de la cloaca, con el exterior. En muchas especies el urodeo es bilobulado. Puede existir una pequeña vejiga accesoria a cada lado del cuello de la vejiga (Redrobe y Wilkinson, 2012).

Se ha descrito un sistema de portal renal que drena sangre venosa de la mitad caudal del cuerpo de un reptil directamente a través de los riñones. Sin embargo, pruebas recientes sugieren que, al menos en algunas especies, la sangre venosa puede desviarse directamente al hígado en ciertas circunstancias. Esto se debe tener en cuenta al elegir las vías de administración de los fármacos que sufren metabolismo y excreción renal o hepática (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

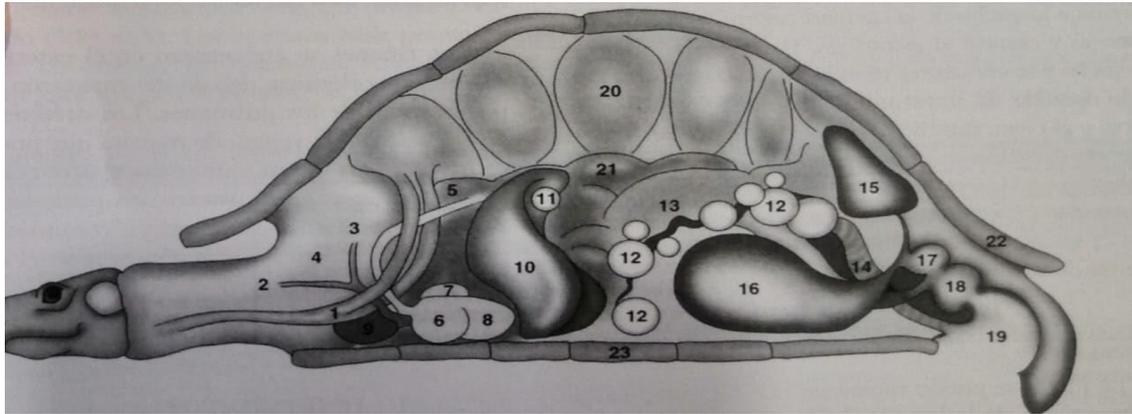


Figura 3. Sección sagital media de una tortuga hembra. El aparato digestivo se muestra incompleto. 1 = Bifurcación de la tráquea; 2 = Arteria carótida; 3 = Arteria subclavia; 4= Timo y glándula paratiroides craneal; 5 = Aorta; 6 = Aurícula izquierda, 7 = Aurícula derecha; 8 = Ventrículo; 9 = Tiroides; 10 = Hígado; 11 = Vesícula biliar en el lóbulo hepático derecho; 12 = Folículos ováricos; 13 = Oviducto; 14 = Glándula de la cascara (oviducto caudal); 15 = Riñón derecho; 16 = Vejiga de la orina; 17 = Urodeo; 18 = Proctodeo; 19 = Cloaca; 20 = Pulmones; 21 = Intestino grueso; 22 = Caparazón o espaldar; 23 = Plastrón (Redrobe y Wilkinson, 2012).

1.2 Mantenimiento

Las diferentes especies de quelonios tienen necesidades nutricionales y ambientales completamente diferentes. Es vital que el clínico tenga un buen conocimiento de los cuidados adecuados en cautividad. Las condiciones de mantenimiento inadecuadas son la causa más frecuente de enfermedad en tortugas (McArthur *et al.*, 2012).

1.2.1 Ectotermia

Esta característica se refiere a la importancia del calor ambiental y del comportamiento para mantener la temperatura corporal preferida (TCP). La TCP es la temperatura central a la cual un proceso metabólico es óptimo. Esta varía según la especie, la edad, la estación e incluso el momento del día. La TCP para procesos metabólicos específicos es variable, de manera tal que para gametogénesis y la reproducción probablemente difiera de aquella para la inmunocompetencia o para combatir infecciones. La zona de temperatura óptima preferida (ZTOP) es el rango térmico que le permite al reptil alcanzar la TCP y, por lo tanto, debe ser provista por el gradiente térmico dispuesto en el ambiente de cautiverio (Hernández *et al.*, 2010).

Los reptiles sometidos a anestesia deben ser mantenidos en el promedio o en el extremo superior de su rango de PBT para garantizar una función metabólica

óptima. Tales valores se pueden encontrar en las referencias generales de manejo (Mosley, 2005).

1.2.2 Alojamiento

En invierno, primavera y otoño, todos los quelonios que no hibernan necesitan una habitación interior con la humedad, iluminación y temperatura adecuadas. Durante los meses de verano, algunas especies toleran bien permanecer al aire libre.

- Algunas especies tropicales son fotofóbicas.
- Es mejor exponer a las especies fotofílicas a la luz solar no filtrada siempre que sea posible, y proporcionar además acceso a fuentes adecuadas de luz ultravioleta (Hernández *et al.*, 2010).

1.2.3 Iluminación Ambiental

Muchos quelonios requieren luz de espectro completo, y, en particular, longitudes de onda de 290- 320 nm (UVB) para la producción de vitamina D3, la que tiene un papel fundamental en el metabolismo de calcio. También hay ciertos indicios de que la luz natural tiene beneficios psicológicos y en el comportamiento. La mejor fuente de iluminación de espectro completo de calidad es, por mucho, la luz solar sin filtro. Sin embargo, hay un número creciente de luces fluorescentes artificiales disponibles en el mercado, aunque la calidad espectral varía muchísimo entre las diferentes marcas (Hernández *et al.*, 2010).

1.2.4 Humedad

Con frecuencia, este es el aspecto más pasado por alto del ambiente de cautiverio. La importancia de la humedad se aprecia de manera deficiente. La humedad rara vez se controla en forma directa, aunque la llegada al mercado de humidificadores especiales y sistemas de rociado está cambiando esta percepción. La humedad tiende a ser una función de la temperatura, del área superficial del agua y de la ventilación. En la mayoría de los casos, el problema principal es el concepto de que la ventilación debe disminuirse para elevar la humedad. Acciones como esta dan como resultado aire estancado y aumento de las infecciones bacterianas y fúngicas, en especial del tegumento y del sistema respiratorio (Hernández *et al.*, 2010).

Tabla 1. Requerimientos zootécnicos importantes para algunos quelonios comunes (Hernández *et al.*, 2010)

| Especie | Hábitat/Tipo de vivario | ZTOP (°C)* | Humedad (%)* | Iluminación | Hibernación | Dieta |
|---|---|------------|--------------|-------------|-------------|---------|
| Tortuga mora (<i>Testudo graeca</i>) | Terrestre, templado a subtropical | 20-26 | 30-50 | EA | Si | H, c |
| Tortuga de caja (<i>Terrapene carolina</i>) | Terrestre, templado a subtropical | 22-28 | 50-80 | EA | Si | H, l, c |
| Tortuga leopardo (<i>Geochelone pardalis</i>) | Terrestre, tropical | 25-30 | 30-50 | EA | No | H, c |
| Tortuga de patas rojas (<i>Geochelone carbonaria</i>) | Terrestre, tropical | 25-30 | 50-90 | EA | No | H, c |
| Galápagos de orejas rojas (<i>Trachemys scripta elegans</i>) | Templado a subtropical, grava en el fondo o nada, 30 cm de profundidad del agua como mínimo, área de tierra: 1/3 del tanque | 24-28 | Acuática | EA | Posible | H, l, c |



Figura 4. Esta sala se ha configurado con estantes ajustables para satisfacer las necesidades de los reptiles y recintos de varios tamaños. Cada jaula tiene una lámpara de techo, un calentador debajo del tanque y termómetros a cada lado para monitorear el gradiente de temperatura en el recinto. Un termómetro en la habitación y lámparas de calor en el techo ayudan a mantener una temperatura ambiente más alta que el resto de la clínica. También hay disponibles un humidificador de ambiente y sistemas de goteo para especies que requieren humedad y calor (Bradley, 2005).

1.3 Manejo y Sujeción

Generalmente es necesario tener acceso a la cabeza durante la exploración. El animal puede retraer la cabeza si nos aproximamos desde arriba o delante, de manera que tenemos que acercarnos desde abajo y desde atrás. Colocando un dedo a cada lado de la mandíbula conseguiremos sujetar la cabeza si el animal pesa menos de aproximadamente 10 kilos. Se puede abrir la boca con la otra mano, mientras la mano que inmoviliza la cabeza se puede apoyar en la parte craneal del caparazón para evitar que la tortuga retraiga la cabeza.

Si el animal ya ha escondido la cabeza, inclinarlo hacia delante puede hacer que extienda sus extremidades anteriores y la cabeza; o puede ser atraído con un cebo hacia el <<exterior>> utilizando su alimento favorito. Se puede utilizar una

sonda de odontología roma en forma de gancho para sacar fuera la cabeza con cuidado. Hay que considerar la utilización de ropa protectora y técnicas adecuadas con las especies agresivas, como la tortuga mordedora (*Chelydra serpentina*). Por ejemplo, se puede explorar al animal después de que ya haya mordido y se haya fijado con un objeto, como por ejemplo una toalla. Puede ser que los animales agresivos se queden mirando al clínico con la boca abierta como amenaza, permitiendo su inspección visual (McArthur *et al.*, 2012).

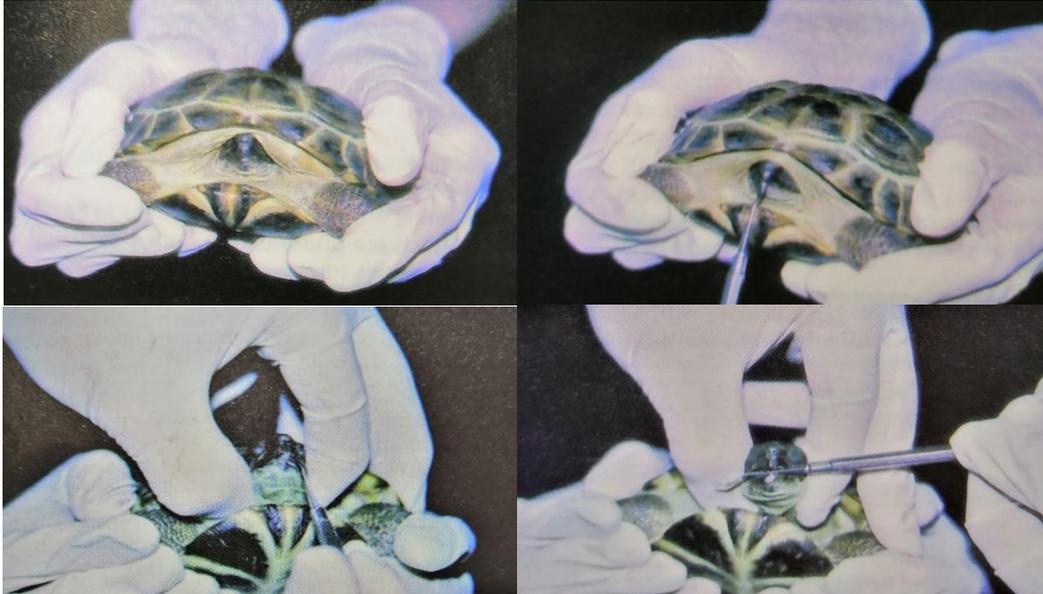


Figura 5. En las especies poco tratables, como la tortuga terrestre afgana o tortuga rusa (*Testudo horsfieldi*), se puede insertar una sonda de odontología roma en forma de gancho bajo la mandíbula superior y tirar de la cabeza hacia delante y afuera con suavidad. Hay que tener cuidado para evitar causar traumatismos al animal con la sonda. Es posible fracturar o arrancar fragmentos del pico, o causar una incisión en el techo de la boca. Se puede abrir la boca rotando la sonda de odontología lateralmente, utilizando el diámetro creciente de la sonda como abre bocas (McArthur *et al.*, 2012).



Figura 6. Mediante el uso de una pequeña espátula de metal se puede abrir la boca del quelonio y revisarle la cavidad oral. Esta debe estar libre de secreciones

y debe estar revestida con membranas mucosas rosadas, suaves y húmedas (Hernández *et al.*, 2010).

1.3.1 Exploración Física

El registro del peso y de las dimensiones corporales debe formar parte de la valoración del estado de salud de todos los individuos (McArthur *et al.*, 2012).

Cada quelonio debe ser pesado en forma precisa, dado que las muertes asociadas a la sobredosis de medicamentos, en particular anestésicos y aminoglucósidos, son evitables. Además, las medicaciones de peso seriadas permiten apreciar el crecimiento y el manejo en cautiverio, la respuesta al tratamiento y la progresión de la enfermedad (Hernández *et al.*, 2010).

Independientemente de la especie o el procedimiento, se debe realizar una evaluación preanestésica completa en todos los pacientes. La evaluación del paciente debe incluir un historial completo, la identificación de especies y un examen físico completo. Se deben realizar pruebas diagnósticas de apoyo adicionales, como análisis de sangre e imágenes. Debido a que la mayoría de los anestésicos producen algún grado de depresión cardiopulmonar, todos los animales deben ser fisiológicamente estables antes de la inducción de la anestesia (Mosley, 2005).

Tabla 2. Exploración sistemática de un quelonio (McArthur *et al.*, 2012).

| |
|--|
| Caparazón |
| Calidad de las uniones y los escudos, reblandecimientos, crecimiento de los escudos en forma de pirámide, úlceras, secreciones, hinchazón, olor, color, traumatismos. |
| Miembros |
| <ul style="list-style-type: none"> • Superficie, flexibilidad de las articulaciones. Extender y comparar con el miembro contralateral. ¿Abscesos, edema, hinchazón de la parte distal del miembro? • Si la carne es escasa y se ha reducido la elasticidad de la piel, es posible que el animal este deshidratado o caquéctico. • Crecimiento excesivo de las uñas o desgaste excesivo de los pies. |
| Piel |
| <ul style="list-style-type: none"> • Muda, desprendimiento, parásitos, hinchazón, edema, abscesos, granulomas, úlceras, exudados y mal olor. • La disminución de elasticidad de la piel puede indicar deshidratación. • Ictericia (pigmentación amarilla o verde de la piel) |
| Cabeza |

| |
|--|
| Examinar la membrana timpánica para detectar hinchazón |
| Ojo |
| <ul style="list-style-type: none"> • Examinar las conjuntivas, hay que examinar los párpados y comprobar los reflejos visuales (amenaza y pupilar), hinchazón secreciones, lesiones corneales, conjuntivitis, hiperplasia, cataratas, hemorragia intraocular, ictericia, cuerpos extraños. Comparar ambos ojos. • Deshidratación grave - ¿están los ojos excesivamente hundidos en las cuencas? • Hay que tener bien en cuenta que la secreción ocular es normal en algunas especies terrestres (p.e. las tortugas de patas amarillas y las tortugas de patas rojas) pero es normal en otras. |
| Pico y mandíbula |
| <ul style="list-style-type: none"> • ¿Inestabilidad, traumatismos, crecimiento excesivo? • ¿Blando y flexible? |
| Cavidad oral |
| <ul style="list-style-type: none"> • ¿Color de la mucosa (p.e. palidez, cianosis o congestión), secreciones? Las mucosas de la cavidad oral normalmente son rosas. La presencia de petequias, úlceras, abscesos caseosos e hinchazón de la faringe es compatible con una estomatitis. • ¿Abscesos del oído asociados con la infiltración de pus que sobresale por la faringe? • La presencia de hinchazones debajo de las mucosas se puede deber a gota, tumores o abscesos. |
| Orificios nasales |
| <ul style="list-style-type: none"> • ¿Normalmente simétricos y sin secreción? • Cuando existe secreción crónica de las vías respiratorias altas se suele producir erosión cutánea, reblandecimiento y despigmentación. • Cualquier secreción es anormal. |
| Oídos |
| Comprobar si existe hinchazón (p.e. abscesos) |
| Cloaca |
| <ul style="list-style-type: none"> • ¿Hinchazón, traumatismos, secreción anormal, infección, miasis y otros parasitismos? • Se pueden examinar al microscopio los lavados de cloaca. • El examen digital puede permitir valorar la gravidez, el tono de |

| |
|---|
| colon y cloaca, los cálculos vesicales y la presencia de lesiones que ocupen espacio. |
| Otros |
| ¿El animal lleva microship? |

1.4 ADMINISTRACIÓN DE FARMACOS

Las vías para la administración de fármacos están resumidas en la Tabla 3. Los lugares utilizados para obtener muestras de sangre (yugular, subcaparacial, subvertebral, cardíaca y caudal dorsal) también se pueden emplear para realizar inyecciones intravenosas. La inyección en la vena yugular puede ser la indicada para administrar algunos medicamentos, como agentes anestésicos, líquidos o antibióticos (McArthur et al., 2012).

Tabla 3. Vías para la administración de fármacos en quelonios. (McArthur *et al.*, 2012).

| Vía | Comentarios |
|---|---|
| Oral | El tiempo de tránsito gastrointestinal varía mucho y puede hacer que la absorción no sea fiable. La vía oral es difícil en las especies grandes y fuerte. Lógicamente, las infecciones e infestaciones gastrointestinales se tratan mejor oralmente. |
| Vía cloaca/colon. | La dosificación cloacal con fenbendazol es relativamente fácil, incluso en las especies poco colaboradoras. |
| Bolas de polimetilmetacrilato impregnadas de antibiótico. | La principal aplicación de las bolas es el tratamiento de la osteomielitis o la artritis séptica. |
| Intrapulmonar | Se coloca quirúrgicamente un catéter dentro de una lesión pulmonar focal a través de un agujero taladrado en el caparazón y después se fija con pegamento tisular. |
| Inyecciones intravenosas, interóseas o intracelómicas. | Las inyecciones intravenosas suponen un desafío técnico. La administración intraósea de fármacos es casi equivalente a la terapia intravenosa. Se pueden administrar volúmenes de líquido relativamente grandes con un estrés mínimo dentro de la cavidad celómica de la mayoría de los |

| | |
|--------------------------|--|
| | quelonios. |
| Inyección intramuscular. | Ideal para muchos medicamentos. El volumen de líquido que puede administrarse es limitado. |
| Inyección subcutánea. | Inadecuada para la fluido terapia. Hay que considerar el potencial irritante. |



Figura 7. Tortuga deslizante de orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*) que muestra sitios de inyección en la mitad frontal del cuerpo. El sitio SC resalta la piel entre la extremidad anterior y el cuello. El sitio de IM destaca los vientres musculares de la extremidad anterior (Sladky y Mans, 2012).



Figura 8. Inyección intratecal de lidocaína en la región coccígea proximal de una tortuga deslizante de orejas rojas. Se usó una aguja de calibre 28 de 1/2 pulgada unida a una jeringa de insulina de 0,5 ml para la inyección intratecal. El animal fue sedado con dexmedetomidina-ketamina-midazolam antes de la inyección intratecal a nivel coccígea proximal (Sladky y Mans, 2012).



Figura 9. Inyección intratecal de lidocaína para la inducción de anestesia espinal en una hembra de tortuga de río (*Pseudemys concinna*) sometida a cirugía cloacal (Ovidio y Adami, 2019).



Figura 10. Administración intravenosa de propofol en el plexo braquial izquierdo de una tortuga africana sedada. El propofol se usó para la inducción de anestesia a corto plazo (aproximadamente 15 minutos) para la colocación del tubo de alimentación esofágica (Sladky y Mans, 2012).

1.5 Anestesia Clínica

1.5.1 Sedación

La sedación de procedimiento se define como el estado de conciencia alterada inducida por fármacos, que permite al paciente tolerar mejor los procedimientos estresantes o desagradables sin deprimir los reflejos protectores de las vías

respiratorias o tener un efecto depresor cardiopulmonar significativo. Los animales sedados deben mantener la respiración espontánea y deben responder a la estimulación abiertamente dolorosa. La combinación de sedación, con anestesia local o espinal, ofrece la posibilidad de realizar procedimientos quirúrgicos o invasivos, que de otro modo solo serían posibles bajo anestesia general. Al combinar la sedación con anestesia local o espinal, la dosis de un medicamento anestésico general puede reducirse, lo que conducirá a una depresión cardiovascular reducida, recuperaciones más rápidas y potencialmente menos complicaciones anestésicas en comparación con la anestesia general sola. En quelonios prefieren combinaciones de midazolam con un agonista alfa-2 (p. Ej., Medetomidina o dexmedetomidina), a las cuales se puede agregar ketamina en una dosis baja o un opiode para una sedación más profunda y / o una mejor analgesia. (Sladky y Mans, 2012).

1.5.2 Estabilización Pre anestésica

Las pre medicaciones se utilizan para facilitar el manejo y la cateterización intravenosa, reducir el estrés de manejo y reducir los efectos secundarios negativos asociados con la administración de dosis más altas de medicamentos utilizados para la inducción o el mantenimiento de la anestesia. No todos los medicamentos administrados antes de la inducción de la anestesia producirán sedación, mientras que otros no necesariamente reducirán la dosis de los medicamentos utilizados para la inducción o el mantenimiento de la anestesia (Mosley, 2005).

La anestesia suele ser bien tolerada, incluso en los quelonios debilitados. Se aconseja estabilizar al animal antes de la anestesia cuando sea posible. La anestesia general normalmente supone la utilización de un anestésico inyectable seguido por dosis de mantenimiento o manteniendo la anestesia utilizando gases anestésicos. En todos los casos es necesaria la respiración asistida y hay que intubar al animal (McArthur *et al.*, 2012).

Para los procedimientos electivos (por ej., castración). Los animales con bajo peso, deshidratados o debilitados, deben ser cuidados durante días, semanas o meses hasta que su condición mejore. Para la cirugía no opcional, los intentos de corregir la deshidratación deben comenzar antes de la anestesia. Aun el reptil moribundo por lo general se beneficiará con la estabilización durante 24 horas antes de enfrentarse a una cirugía. De acuerdo a la experiencia de los autores, los reptiles que no logran estabilizarse antes de la cirugía tienden a sucumbir durante el procedimiento o poco después de este. En los candidatos a cirugía que

se encuentran deshidratados, la terapia con líquidos endovenosos o intraóseos debe administrarse, antes, durante y después de la cirugía, en caso de que sea necesario (Hernández *et al.*, 2010).

Los reptiles sometidos a anestesia deben ser mantenidos en el promedio o en el extremo superior de su rango de TCP para garantizar una función metabólica óptima (Mosley, 2005).

Todos los reptiles deben hospitalizarse y mantenerse dentro de su ZTOP en todo momento, para minimizar las molestias fisiológicas y facilitar la recuperación e inmunocompetencia (Hernández *et al.*, 2010).



Figura 11. (a,b) Terrario de hospitalización para quelonios terrestres. Los terrarios contienen termómetros que registran la temperatura máxima y la mínima y sondas de humedad. (c) Terrario de hospitalización para quelonios semiacuáticos (McArthur *et al.*, 2012).

1.5.3 Inducción Anestésica (Anestésicos Inyectables)

Se ha informado de una variedad de protocolos anestésicos inyectables en diferentes especies de reptiles. Sin embargo, las dosis publicadas varían ampliamente para muchos medicamentos, lo que se debe en parte a que las diferentes especies de reptiles requieren diferentes dosis para lograr el mismo efecto. En general se recomienda recomendar evitar la administración de altas dosis de un solo agente anestésico y, en su lugar, considerar protocolos en los que se combinen múltiples fármacos con acciones sinérgicas, lo que requiere dosis más bajas para cada fármaco. Además, el uso de protocolos de medicamentos fácilmente reversibles dará como resultado recuperaciones más rápidas (Sladky y Mans, 2012).

El propofol administrado por vía endovenosa a una dosis de 8-14 mg/kg provee una inducción rápida y controlada. Es relativamente atóxico y presenta poco riesgo de tromboflebitis si se lo inyecta en forma perivascular; esto es de particular interés, ya que el acceso endovenoso puede ser relativamente difícil, en especial en los animales activos que son sometidos a procedimientos electivos. (Hernández *et al.*, 2010).

El propofol administrado por vía IV o IO da como resultado inducciones suaves e inmovilización química confiable. Sin embargo, se requiere acceso intravascular y los tiempos de inducción pueden prolongarse en reptiles en comparación con mamíferos. La profundidad y la duración de la anestesia, así como los efectos depresores cardiopulmonares, dependen de la dosis. La depresión respiratoria también es más profunda cuando el propofol se administra rápidamente. No se acumula en los tejidos y se metaboliza rápidamente, se puede esperar la recuperación con ventilación asistida en casos de sobredosis. El propofol se ha utilizado como agente de inducción para facilitar la intubación endotraqueal y el mantenimiento de un agente anestésico inhalante. Alternativamente, el propofol se puede usar como el único anestésico para procedimientos quirúrgicos cortos, como la colocación de un tubo de alimentación esofágica, el tratamiento de un absceso auditivo (Sladky y Mans, 2012).

Si el acceso endovenoso es poco práctico o resulta peligroso, se pueden utilizar agentes intramusculares, como por ejemplo la ketamina o la galamina, para inducir a la restricción química suficiente para permitir la intubación consciente. Además el uso de ketamina-medetomidina-butorfanol proporciona excelente relajación reversible en muchas especies de quelonios (Hernández *et al.*, 2010).

Tanto la ketamina como la tiletamina se pueden usar solas para inducir una anestesia ligera o un nivel de restricción adecuado para la intubación endotraqueal. Es cuestionable si se puede lograr una anestesia quirúrgica satisfactoria con ketamina o telazol solo en reptiles. Muchos reptiles mantienen el movimiento reflejo incluso cuando se administran dosis muy altas de ketamina y tiletamina (Mosley, 2005).

La ketamina, es un agente disociativo con propiedades anestésicas y analgésicas, se usa con frecuencia en la anestesia de reptiles. Sin embargo, cuando se administra solo, la relajación muscular se considera inadecuada y las recuperaciones excesivamente prolongadas, especialmente cuando se usan dosis altas. Se han publicado dosis muy altas de ketamina (hasta 90 mg / kg), que se usan comúnmente solos o en combinación con agonistas alfa-2-adrenérgicos o benzodiazepinas. Preferible a administrar ketamina sola en dosis altas, es su combinación con un alfa Los agonistas -2-adrenérgicos, que proporcionan

anestesia quirúrgica en muchas especies de reptiles. La administración de antagonistas adrenérgicos alfa-2 permite la reversibilidad parcial de estos protocolos, lo que lleva a recuperaciones más rápidas y mayor seguridad. Incluso a dosis bajas, la ketamina (5 mg / kg) puede proporcionar sedación y analgesia adicionales si se combina con otros medicamentos anestésicos. Cuando se combinó con midazolam-dexmedetomidina (1 mg / kg 0.1 mg / kg), la ketamina (2 mg / kg) proporcionó una sedación profunda en tortugas deslizantes de orejas rojas adecuadas para inyecciones intratecales e intubación endotraqueal (Sladky y Mans, 2012).

Tabla 4. Agentes anestésicos inyectables para quelonios (McArthur *et al.*, 2012).

| Agente | Dosis | Comentarios |
|-----------------------|---|---|
| Propofol | 5-14 mg/kg por vía intravenosa o intraósea; 15-30 mg/kg por vía intraósea (Fonda, 1999). | Tiempo de inducción típico en quelonios inferior al minuto a menos que la inyección sea perivascular. Recuperación en reptiles típicamente de 25-45 minutos. |
| Alfaxalona/alfadolona | Se sugiere 9-12 mg/kg por vía IV. | Inducción en 30 segundos después de la inyección intravenosa. Generalmente la anestesia es suave y sin incidencias. La recuperación tiende a tener lugar de manera fiable 10-20 minutos después de la inyección. La repetición de dosis para mantener la anestesia produce una prolongación predecible de la anestesia. |
| Ketamina | Las dosis de 5-30 mg/kg, sola o con otros agentes como el midazolam (Bienzle <i>et al.</i> , 1992), pueden facilitar la intubación y la inducción y mantenimiento posteriores con agentes volátiles. Las dosis de 75µg/kg de medetomidina más 7.5 mg/kg de ketamina por vía intravenosa también han sido eficaces (Lock <i>et al.</i> , 1998; Norton <i>et al.</i> , 1998). | Antagonismo de la combinación con atipamezol a una dosis de 100-380 µg/kg (4 x dosis de medetomidina) asociada con vomito leve. |

1.5.4 Anestésicos Inhalados

La anestesia general normalmente supone la utilización de un anestésico inyectable seguido por dosis de mantenimiento o manteniendo la anestesia utilizando gases anestésicos (McArthur *et al.*, 2012).

El isoflurano y el sevoflurano son los anestésicos inhalantes más utilizados en reptiles. Los anestésicos inhalantes experimentan un metabolismo mínimo antes de la eliminación por los pulmones (Sladky y Mans, 2012).

Los reptiles también pueden ser inducidos con el uso de agentes inhalatorios en una cámara de inducción o mediante una máscara con isoflurano al 4-5%. Sin embargo, la detención de la respiración puede ser un problema importante en los quelonios, ya que estos pueden respirar en forma anaeróbica durante periodos prolongados. Por lo tanto, la inducción puede llevar horas en tortugas con apnea (Hernández *et al.*, 2010).

Las propiedades físicas de los anestésicos inhalados más nuevos permiten una absorción y un metabolismo mínimos y una recuperación predecible. La administración de anestésicos inhalados se realiza normalmente con oxígeno como gas portador y puede reducir el riesgo de hipoxia, a pesar de la observación de que los reptiles son más tolerantes a los periodos de hipoxemia que los mamíferos o las aves (Mosley, 2005).

Tabla 5. Agentes anestésicos inhalados para quelonios (Mosley, 2005).

| Agente | Ruta | Dosis | Comentario |
|-------------|----------|---------------------|--------------|
| Isoflurano | Inhalada | 2-3% en vaporizador | MAC 1.5-2.1% |
| Sevoflurano | Inhalada | 4-5% en vaporizador | MAC 2.5% |

1.5.5 Mantenimiento de la Anestesia

Todos los reptiles sometidos a anestesia general durante más de 15 minutos deben intubarse para proporcionar ventilación asistida y / o administrar gases anestésicos inhalantes para el mantenimiento de la anestesia general. La intubación de reptiles es relativamente sencilla. A diferencia de los mamíferos, los reptiles no tienen epiglotis y los pliegues glóticos se mantienen en posición cerrada, abriéndose solo durante un ciclo respiratorio. Por lo tanto, la aplicación de lidocaína en la glotis puede facilitar la intubación en animales conscientes o sedados. En los quelonios, la glotis también se encuentra en la base de la lengua, pero aquellos con lenguas musculosas y carnosas representan un desafío mayor para intubar. Estos reptiles tienen una capacidad tremenda para el metabolismo anaeróbico y pueden contener la respiración durante largos periodos de tiempo. Las inducciones de máscara, cámara pueden prolongarse y / o pueden ser totalmente infructuosas dependiendo de la especie. Una vez intubado, se debe tener precaución al considerar la inflación del manguito del tubo endotraqueal. Es fácil dañar la frágil tráquea con una inflación excesiva. Además, en los quelonios, la tráquea puede ser corta y se bifurca craneal a la entrada torácica, por lo que se debe tener precaución al avanzar el tubo endotraqueal para evitar la intubación pulmonar unilateral (Sladky y Mans, 2012).

La intubación en los reptiles es relativamente simple; las sondas o los catéteres endotraqueales de pequeño calibre se insertan con facilidad a través de la glotis inmediatamente caudal a la lengua; esto puede facilitarse forzando la lengua hacia arriba y hacia adelante al presionar con un dedo en el espacio intermandibular desde debajo de la mandíbula (Hernández et al., 2010).

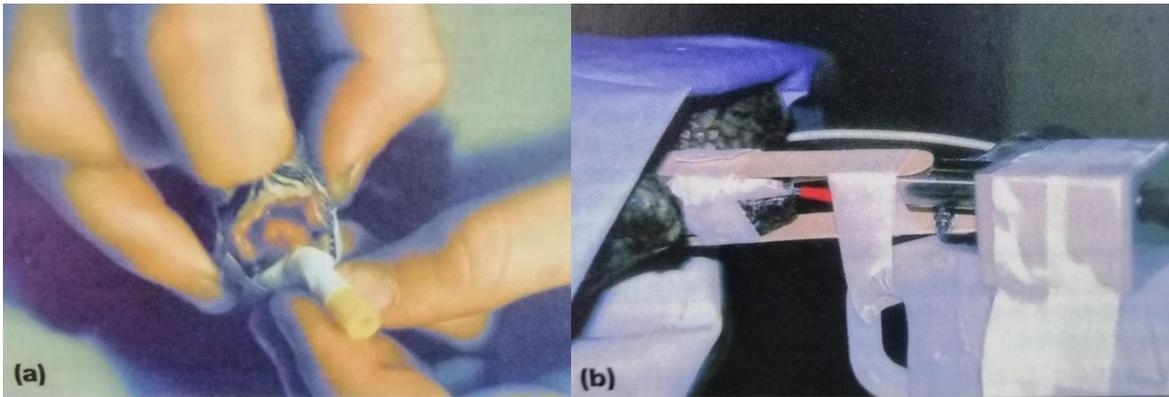


Figura 12. (a) Intubación endotraqueal y fijación del tubo. (b) Estabilización de los circuitos anestésicos utilizando cinta adhesiva, depresores linguales y bolsas de agua, ventilación automática y pulsioximetría esofágica. (McArthur et al., 2012).

Debe usarse de rutina la ventilación por presión positiva intermitente (VPPI). Es frecuente que se utilice ventilación cada 10-30 segundos; se requiere cuidado para no insuflar demasiado los pulmones y dañarlos. Los autores prefieren el uso de un ventilador eléctrico, que controla tanto la presión de insuflado como la frecuencia de la VPPI. El uso de ventiladores eléctricos permite una tasa de ventilación precisa y el control de las presiones, y ha eliminado algunas de las principales variables negativas que han afectado a la anestesia de los reptiles con anterioridad y que han resultado en estados anestésicos altamente variables (Hernández et al., 2010).



Figura 13. Un ventilador respiratorio es extremadamente útil durante los procedimientos anestésicos en reptiles, como la ventilación de presión positiva

debería ser liberado de cada 5 a 30 segundos. Este ventilador veterinario puede ventilar de forma segura a pacientes exóticos muy pequeños (Bradley, 2005).



Figura 14. Se debe utilizar un ventilador para animales pequeños (Vetronics, Bionalytical Systems Inc., Indiana, EE.UU.) para mantener una adecuada profundidad y frecuencia de ventilación a lo largo de todo el procedimiento quirúrgico (Hernández et al., 2010).

1.5.6 Monitoreo de la Anestesia

El monitoreo de la anestesia en los reptiles difiere en forma considerable del de los mamíferos (Hernández et al., 2010).

El monitoreo de la profundidad anestésica y la función cardiopulmonar es un desafío clínico continuo en reptiles. Los reptiles difieren dramáticamente en su anatomía y fisiología y son capaces de mantener procesos fisiológicos en circunstancias ambientales extremas, como la hipoxia y la hipotermia (Sladky y Mans, 2012).

La frecuencia cardiaca puede monitorearse mediante auscultación o con monitores de flujo Doppler colocados en la región caudal del cuello. La oximetría de pulso mediante el uso de una sonda esofágica o cloacal es útil en el monitoreo de la frecuencia y la fuerza del pulso, aunque no se han validado valores absolutos para los quelonios. Mediante la VPPI controlada y el monitoreo cardiovascular preciso es posible controlar la anestesia con seguridad (Hernández et al., 2010).

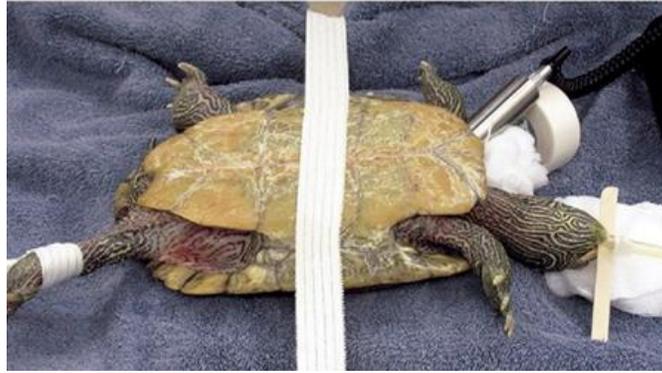


Figura 15. Tortuga mapa común (*Graptemys* spp.) en decúbito dorsal posicionado para una ovariectomía prefemoral. Tenga en cuenta la sonda de lápiz Doppler ultrasónica colocada en la entrada torácica sobre la arteria carótida derecha para controlar la frecuencia del pulso durante la anestesia (Sladky y Mans, 2012).



Figura 16. Se puede asegurar una sonda Doppler (cable gris) con gasa y cinta autoadhesiva en la entrada torácica para monitorear la frecuencia cardíaca durante el procedimiento quirúrgico (Hernández et al., 2010).

1.5.7 Recuperación

Para facilitar la recuperación de la anestesia general, la concentración del agente anestésico gaseoso debe reducirse gradualmente hacia el final de un procedimiento quirúrgico. La recuperación de la anestesia se puede lograr mejor colocando el reptil en un ambiente con temperatura controlada, como una incubadora, y evaluando periódicamente el tono muscular y los reflejos. La respiración espontánea es un indicador confiable de recuperación anestésica. Los reptiles deben desentubarse una vez que se observa la respiración espontánea y los reflejos orofaríngeos (por ejemplo, tono mandibular, movimiento de la lengua)

han regresado. Si la respiración espontánea no ha regresado, se debe colocar una bolsa Ambu en el tubo endotraqueal y realizar IPPV (Sladky y Mans, 2012).

II. SAURIOS

El orden *Squamata* contiene aproximadamente 7150 especies, de las cuales casi dos tercios son saurios y anfisbénidos (Pough *et al.*, 1998).

Aunque la diversidad del grupo puede hacer que parezca difícil generalizar acerca del mantenimiento y la medicina de los saurios, la mayoría de los saurios mantenidos normalmente como mascotas pertenecen a pocas familias y comparte una biología similar (Heard, *et al.*, 2012).

Los lagartos comprenden más de 400 especies. Las familias más comunes mantenidas en cautiverio son:

- **Iguanidae**, iguánidos (*Iguana*, *Basiliscus*, *Anolis*, *Sceloporus*). Distribuidos mayormente en el Nuevo Mundo. En general son ovíparos pero los lagartos con cuernos (*Phrynosoma spp*) y algunos lagartos espinosos (*Sceloporus spp*) son ovovivíparos.
- **Agamidae**, agámidos (*Agama*, *Chlamydosaurus*, *Physignathus*, *Uromastyx*, *Pogona*, *Hydrosaurus*). Familia dominante en el Viejo Mundo, con una distribución geográfica completamente separada de los iguánidos.
- **Chamaleonidae**, Camaleónidos (*Chamaleo*, *Furcifer*, *Brookesia*). Principalmente distribuidos en África y Madagascar. Los ojos pueden moverse en forma independiente uno del otro, y los párpados están fusionados, de modo que solo una pequeña parte de la pupila queda libre en el centro. El oído carece de abertura externa o membrana timpánica. En la mayoría de los lagartos hay dos almohadillas cigdáctilas de agarre (opuestas) en lugar de 5 dedos diferentes. Tienen el cuerpo aplanado lateralmente, la cola prensil y son capaces de cambiar de color de manera rápida de acuerdo con el humor, la condición reproductiva o la regulación térmica. Los intestinos a menudo presentan una pigmentación negra. Los camaleones de tierra (subfamilia Brookesiinae, camaleones enanos) no tienen colas prensiles.
- **Gekkonidae**, gecónidos (*Eublepharis*, *Gekko*, *Uroplatus*, *Phelsuma*, *Coleonyx*). En general, presentan el cuerpo aplanado en sentido dorsoventral. Los pliegues interdigitales que poseen en la superficie ventral de los dedos los ayudan a trepar por las superficies muy lisas. En muchas especies, los ojos esta cubiertos por una membrana especular (utilizan sus lenguas para limpiarla). Por lo común son nocturnos e insectívoros. Las

especies diurnas pueden cambiar de color (*Phelsuma* es uno de los pocos geos diurnos que suelen tenerse en cautiverio). Muchos de ellos puede vocalizar. Son ovíparos (en general ponen 2 huevos), aunque algunas especies son partenogenéticas. Los miembros de la subfamilia de los eublefarinos (*Coleonyx*, *Eublepharis* y *Hemitheconyx*) no poseen la membrana espeular (tienen verdaderos parpados), no pueden trepar por superficies planas y utilizan las colas para acumular grasa.

- **Teiidae**, teiidos (*Ameiva*, *Cnemidophorus*, *Tupinambis*). Provenientes del Nuevo Mundo; casi todas las especies se limitan a América del Sur.
- **Scincidae**, escíncicos (*Coruci*, *Eumeces*, *Mabuya*, *Tiliqua*). Se hallan en Europa, Asia, Australia y Africa. Algunas especies tienen la cabeza, el cuerpo, los miembros y la cola protegidos por osteodermos.
- **Varanidae**, varánidos. Sólo existe un género viviente en la actualidad (*Varanus*), formado por los varanos. No poseen vejiga urinaria y pueden desplazar los huesos tiroideos para ensanchar la garganta. La lengua puede replegarse dentro de una vaina (Perpiñan *et al.*, 2010).

Tabla 6. Familias de saurios (Datos de Rogner, 1997, Pough *et al.*, 1998).

| Familia | Nombre común | Número de géneros | Número de especies | Comentarios |
|-----------------|--|-------------------|--------------------|--|
| Agamidae | Agamas, Dragones voladores | 45 | 300 | Tamaño de moderado a grande. Diurnos. Principalmente terrestres. Escamas frecuentemente modificadas para formar crestas, membranas o espinas extensas. |
| Chamaleonidae | Camaleones | 4-6 | 130 | Desarrollo extenso de cascos, cuernos y crestas. Capaces de cambiar de color. Pies zigodáctilos. Colas prensiles en las especies arbóreas. Lenguas alargadas. Ojos móviles independientes. Cuerpos aplanados lateralmente. Exclusivamente diurnos y principalmente insectívoros. |
| Iguanidae | Iguanas | 8 | 34 | Tamaño de moderado a grande. Terrestres, habitan en rocas o árboles. Principalmente herbívoros cuando son adultos, consumen hojas, fruta y flores. |
| Phrynosomatidae | Lagarto cornudo, espinoso y occidental | 10 | 125 | Amplia variedad de tipos morfológicos y ecológicos. |
| Polychrotidae | Anolis | 11 | >440 | Grupo diverso. Muchos tienen papadas brillantemente coloreadas. |
| Corytophanidae | Basiliscos | 3 | 9 | Crestas y cascos cefálicos bien |

| | | | | |
|----------------|--|-----|-------|--|
| | | | | desarrollados. El género <i>Basiliscus</i> spp. Es conocido por correr sobre el agua. |
| Eublepharidae | Gecos | 5 | 25 | La mayoría terrestres. Carecen de setas subdigitales que les permitan trepar. Tienen parpados. La mayoría habitan en áridos o subhúmedos. |
| Gekkonidae | Gecos | 82 | 870 | Ojos cubiertos por una escama ocular inmóvil. Varían desde los desiertos hasta las selvas lluviosas tropicales. Normalmente nocturnos. Arbóreos o terrestres. Muchos vocalizan mucho. Algunos almacenan carbonato cálcico en expansiones del sistema endolinfático presentes en el cuello. |
| Teiidae | Género Cnemidophorus, lagarto caimán, tegus. | 9 | 105 | Moderadamente grandes. Normalmente activos y diurnos. Tipos de hábitats variados. El lagarto caimán (<i>Dracaena</i>) es principalmente arbóreo y tiene unos grandes dientes con forma de molar para triturar caracoles. |
| Lacertidae | Lagartos de pared y arena. | 29 | 215 | Tamaño de pequeño a moderadamente grande. Activos. Habitantes terrestres o de zonas rocosas. Principalmente insectívoros; algunos parcialmente herbívoros. |
| Xantusiidae | Lagartos nocturnos del desierto. | 3 | 17 | |
| Scincidae | Eslizones | 100 | 1.090 | La mayoría tiene escamas cicloides lisas y brillantes sostenidas por osteodermos. Tamaños, dietas y hábitats diversos. La mayoría diurnos. Patas cortas. |
| Gerrhosauridae | Lagartos blindados. | 6 | 30 | Escamas en hileras transversales con osteodermos subyacentes. Pliegue lateral prominente a lo largo del cuerpo. Pequeños a grandes. Terrestres |
| Varanidae | Varanos | 1 | 40 | De pequeños a muy grandes. Activos. Buscadores de comida de movimientos rápidos. Principalmente insectívoros o carnívoros, algunos piscívoros o carroñeros. |
| Helodermatidae | Lagarto perlado, monstruo de Gila | 1 | 2 | Lagartos robustos. Colas cortas y romas para almacenar grasa. Venenosos. Carnívoros. Terrestres o arbóreos. Diurnos o nocturnos. |



Figura 17. Las iguanas verdes (*Iguana iguana*) son especies arbóreas tropicales que alcanzan un gran tamaño. Una iguana macho sana disfrutara de tomar el sol en la parte superior de una rama. Siempre que sea posible, a las especies arbóreas se les debe proporcionar espacios verticales (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 18. El dragón barbudo (*Pogona vitticeps*) es una especie de lagarto recomendada, ya que es relativamente fácil de mantener con calor apropiado e iluminación de amplio espectro (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 19. Los geocos

leopardo (*Eublepharis macularius*) son unos de los lagartos más fáciles de mantener en cautiverio. Se comportan como reptiles mascotas adecuados, tienen requerimientos de mantenimiento básico y se crían con facilidad en cautiverio (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 20. Los dragones de agua (*Physignathus spp*), aunque populares, no son fáciles de mantener. Se trata de una especie semiacuática que requiere un hábitat acuático conveniente, espacios verticales, muchos escondites, gradientes térmicos y fuentes de luz de amplio espectro (Perpiñan *et al.*, 2010).

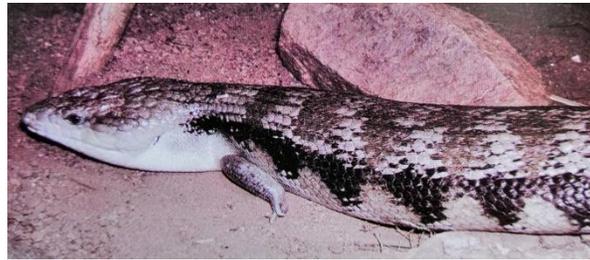


Figura 21. Los eslizones de lengua azul (*Tiliqua scincoides*) son originarios del desierto australiano y tienen una lengua triangular azul característica (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.1 Anatomía y Fisiología de los Saurios

El tema general de los sistemas corporales de reptiles es un diseño generalizado de elementos anatómicos similares a los vertebrados superiores con variaciones de vertebrados superiores, entre órdenes de reptiles e incluso dentro de familias de reptiles que permiten que las especies se adapten a hábitats ambientales específicos (Long, 2016).

2.1.1 Esqueleto

Los saurios poseen cráneo, vértebras, costillas, pelvis, extremidades anteriores, extremidades posteriores y cola. No tienen esternón. Generalmente tienen 5 dedos en cada extremidad, dispuestos a intervalos regulares. Los camaleones tienen los dedos dispuestos un par en una dirección y tres en otra para dar sujeción por oposición que les permite agarrarse de las ramas. La cola puede ser prensil en muchas especies, muchas especies pueden desprenderse de la cola como respuesta de huida o lucha. Este fenómeno se

conoce como autotomía y está particularmente refinado en los geocos (Redrobe y Wilkinson, 2012).

2.1.2 Sistema Cardiovascular

La posición del corazón depende de la especie del saurio. Los saurios del tipo iguana tienen el corazón en la entrada del tórax. Los varanos tienen el corazón en una posición más caudal (Redrobe y Wilkinson, 2012).

En los lagartos, la posición del corazón puede acercarse a las regiones gulares (geocos del género *Hemidactylus* y dragones barbudos [*Pogona vitticeps*]) o puede aparecer más caudalmente dentro de la caja torácica (camaleones, iguanas y varanidos). En lagartijas iguanidas y varanidas inmaduras adultas o grandes, la porción caudal del ventrículo se alinea con el codo cuando los brazos se retraen contra el cuerpo. En lagartijas más jóvenes, el corazón puede llenar gran parte de la cavidad torácica, extendiéndose desde el nivel del codo cranealmente hasta la parte posterior de la axila (Wyneken, 2009).

Existen otras variaciones en la morfología cardíaca basadas en la fisiología del comportamiento (forrajeo activo versus presa de emboscada) y que permiten que las especies se adapten a hábitats específicos (acuáticos, terrestres o arbóreos) (Long, 2016).

No existe un modelo anatómico único para el corazón y la circulación de los reptiles. En general, con la excepción de los cocodrilos, todos los reptiles tienen un corazón de tres cámaras, que consiste en atrios pareados y un solo ventrículo (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

Cuenta con un seno venoso, el seno venoso recibe la sangre de las dos venas cava craneales, la vena cava caudal, las venas hepáticas y la vena coronaria. Tanto el arco aórtico derecho como el izquierdo están presentes. La mayoría de los saurios presentan una sola vena pulmonar (Redrobe y Wilkinson, 2012).

2.1.3 Sistema Respiratorio

La diferencia más significativa entre la fisiología respiratoria de reptiles, mamíferos y aves es la menor tasa de consumo de oxígeno de los reptiles. Esta diferencia refleja la menor tasa metabólica de reptil. La anatomía y la fisiología respiratoria de los reptiles varían notablemente entre las distintas especies (Mosley, 2005).

Las diferencias clave entre el reptil y el sistema respiratorio de los mamíferos incluyen la falta de un diafragma funcional (excepto en algunos cocodrilos), pulmones en forma de saco con o sin sacos de aire caudal, la capacidad de

soportar fisiológicamente los períodos prolongados de apnea al cambiar a metabolismo anaeróbico (Long, 2016).

La glotis se localiza en la base de una lengua carnosa sobre el suelo de la boca. La tráquea se bifurca en bronquios principales que conducen a dos pulmones de igual tamaño. Los pulmones pueden terminar en una estructura parecida a un saco que no participa en el intercambio de gases (Redrobe y Wilkinson, 2012).

La glotis está ubicada en sentido más rostral en las especies carnívoras que en las herbívoras. En los reptiles, la glotis permanece cerrada en reposo y se abre cuando se produce una respiración. Los lagartos tienen anillos traqueales incompletos, pero en algunas especies se pueden completar a medida que el animal envejece. En forma similar a las serpientes y los quelonios, los lagartos carecen de diafragma y no son capaces de toser; sin embargo pueden poseer membranas poshepáticas o pospulmonares. Los lagartos utilizan la contracción y expansión de sus costillas para la respiración. Los reptiles pueden soportar niveles de oxígeno muy bajos durante períodos prolongados, por lo que en un proceso de enfermedad respiratoria los signos clínicos pueden no ser detectados en forma temprana (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.1.4 Sistema Digestivo

El tracto digestivo de los reptiles es similar al de los vertebrados superiores a partir de la cavidad bucal y termina en la cloaca con una variación tanto macroscópica como microscópica en diferentes ubicaciones anatómicas según la dieta. La dieta puede ser carnívora, herbívora u omnívora, dependiendo de la especie, lo que también puede hacer que cumplir los requisitos nutricionales sea un desafío en un entorno clínico (Long, 2016).

La mayoría de las familias tienen dientes pleurodontos (los dientes, por lo general, mudan y se remplazan). Algunas familias como los agámidos y los camaleónidos poseen dientes acrodontos (los dientes no se remplazan, excepto en animales muy jóvenes). El estómago es simple, en los herbívoros agámidos, iguánidos y escíncidos el intestino grueso está bien desarrollado, es segmentado y posee ciego especialmente grande para la fermentación vegetativa. En los reptiles, la cloaca está dividida en coprodeo (recoge las heces), urodeo (recoge la orina y las secreciones genitales) y proctodeo (cámara final antes de la eliminación). La abertura de la cloaca es transversa en los lagartos y las serpientes. Todos los lagartos tienen vesícula biliar asociada al lóbulo derecho del hígado (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.1.5 Aparato Urinario

El par de riñones suele estar confinado dentro de la cavidad pélvica. Los riñones desembocan en la vejiga urinaria a través de un par de uréteres. Una uretra conecta la vejiga con el urodeo de la cloaca. La vejiga es grande y puede ocupar tres cuartas partes del celoma de los saurios cuando está llena (Redrobe y Wilkinson, 2012).

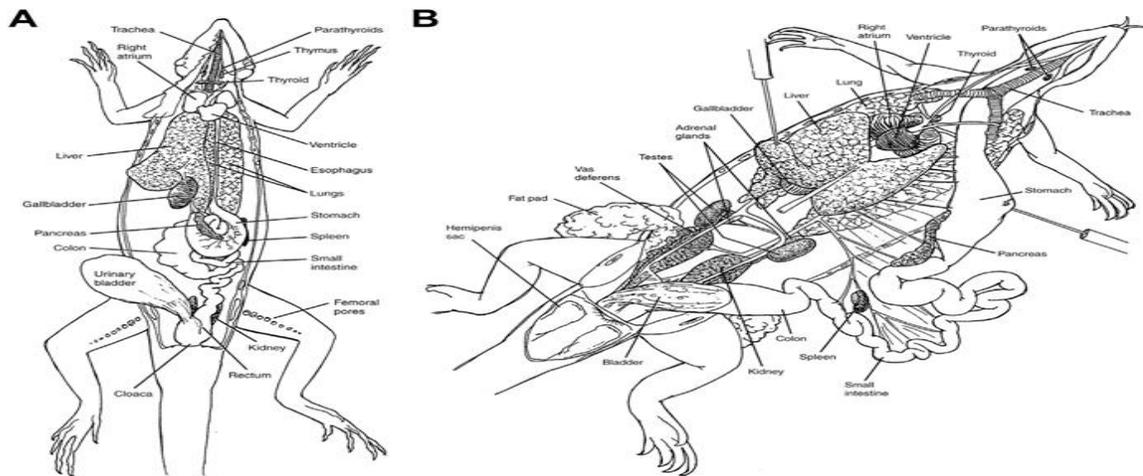


Figura 22. (A) Vista ventral de una iguana verde (*Iguana iguana*). (B) Vista ventral de un lagarto monitor de la sabana (*Varanus exanthematicus*) (Long, 2016).

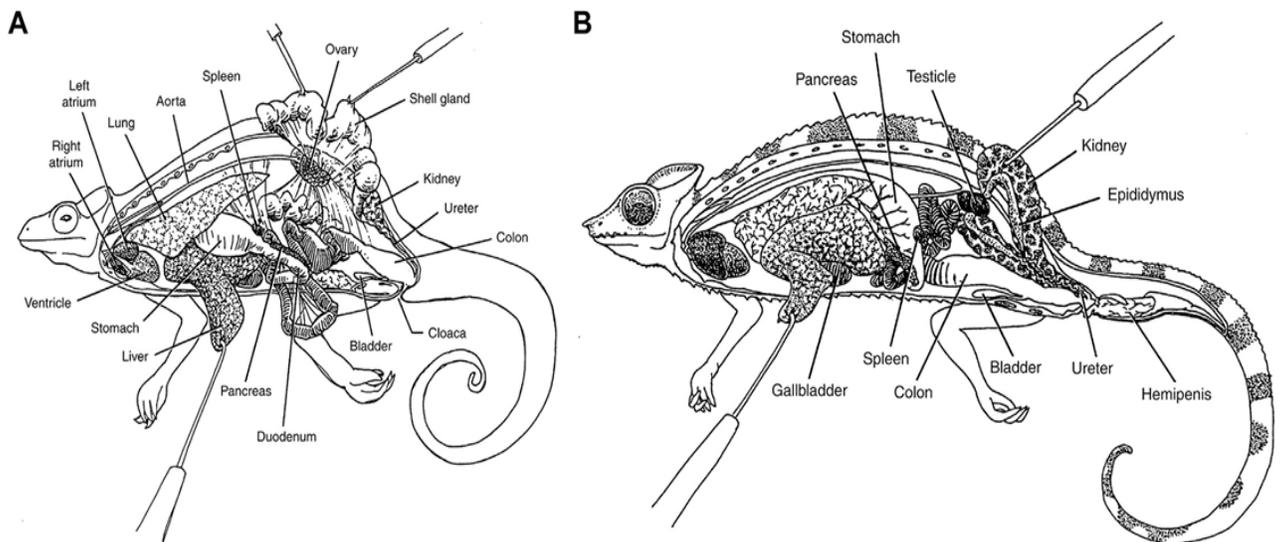


Figura 23. (A) Vista lateral, sagital media del camaleón femenino. (B) Vista lateral, sagital media del camaleón masculino (Long, 2016).

2.1.6 Tegumento

La piel del reptil consiste en escamas que incluyen una cubierta de β -queratina (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

La piel es el órgano más grande del cuerpo y su función es proteger los órganos internos, proporcionar camuflaje y ayudar en ciertos comportamientos, en la síntesis de hormonas y en la osmorregulación. Los camaleones son bien conocidos por su habilidad para cambiar de color debido a la presencia de numerosos cromatóforos; como por ejemplo, los cambios de color pueden indicar enfermedad, estado térmico o receptividad reproductiva. Los lagartos mudan de piel en grandes trozos y algunos se comen la muda. Como sucede en las serpientes, la frecuencia de ecdisis varía con la edad, la humedad, la temperatura y el estado nutricional (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 24. Los lagartos, como este camaleón, mudan su piel en grandes pedazos (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.2 Mantenimiento

Los reptiles representan un grupo diverso de animales con requisitos de manejo específicos según la especie (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

Un componente imprescindible de la historia es la evaluación crítica del ambiente y de la nutrición. El clínico veterinario debe conocer las condiciones de mantenimiento adecuadas para las especies más comunes en cautividad (Heard *et al.*, 2012).

2.2.1 Alojamiento

El mantenimiento en cautividad está basado en el conocimiento de los ecosistemas en los que vive el saurio en libertad. Los saurios habitan una gran variedad de nichos ecológicos, desde desiertos áridos hasta selvas lluviosas tropicales, y desde hábitats bajo tierra hasta hábitats arbóreos elevados (Heard *et al.*, 2012).

El material de construcción no debe ser tóxico ni poroso, y debe ser de fácil limpieza. Por lo común se utiliza madera cubierta de plástico o precintada, vidrio, fibra de vidrio o plásticos. El tamaño del alojamiento debe ser lo suficientemente grande como para establecer un gradiente de temperatura. Al diseñar un recinto, se deben considerar los siguientes temas:

-Las especies arbóreas requieren un terrario alto, por ejemplo la iguana verde o los geckos.

-Las especies terrestres requieren un terrario más largo que alto, por ejemplo el dragón barbudo (*Pogona vitticeps*) y otras especies del desierto.

-Las especies semiacuáticas requieren un acuaterrario o un terrario con un gran recipiente de agua, por ejemplo el basilisco marrón (*Basiliscus vittatus*) (Perpiñán et al., 2010).

2.2.2 Iluminación

Hay que proporcionar a todos los saurios un ciclo de luz y oscuridad. Un ciclo de 12h:12h es ideal para la mayoría de las especies tropicales y no reproductoras, aunque algunas especies necesitan cambios en la duración del día, simulando el efecto de las estaciones, para realizar la espermatogénesis. La temperatura del terrario debería variar de acuerdo con el ciclo de luz. La mayoría de los saurios necesitan luz ultravioleta de la longitud de onda adecuada para sintetizar vitamina D (Heard et al., 2012).

La vitamina D₃ se sintetiza en la piel cuando el reptil está expuesto a la luz ultravioleta B (UVB) con longitud de onda entre 290 y 320 nm, en general 294nm. Los rayos UVA son necesarios para formar pigmento y tienen un efecto positivo sobre el comportamiento y la reproducción, aunque puede aumentar la agresión en los machos. Es importante que los animales tengan acceso a los gradientes de calor, de luz y de humedad. Las lámparas de vapor de mercurio proveen luz de espectro completo (UVA, UVB, infrarroja y visible) y tienen una duración mucho mayor (18-24 meses) que los tubos fluorescentes UV. La mayoría de los tubos fluorescentes UVB disponibles en el mercado deben colocarse a 30 cm del animal para obtener resultados eficaces y remplazarse cada 6-12 meses (Perpiñán et al., 2010).

La radiación UVB generalmente se ve como un beneficio para los reptiles debido a cómo afecta su homeostasis de vitamina D. Sin embargo, aunque se sabe que la UVB produce efectos positivos en los reptiles, no está exenta de posibles efectos adversos. Un informe de caso reciente que incluyó una encuesta transversal de patólogos de reptiles sugirió que la exposición a UVB

puede contribuir al desarrollo de carcinoma de células escamosas (SCC) en dragones barbudos (*Pogona vitticeps*) (Mitchell y Perry, 2017).

2.2.3 Calor

Los saurios son poiquiloterms, y utilizan las fuentes de calor externas para regular su temperatura corporal. La mejor manera de proporcionar este calor es establecer un gradiente a lo largo del terrario utilizando bombillas, calefactores cerámicos y/o tapas de jaula con calefacción (Heard *et al.*, 2012).

Siempre se recomienda la presencia de un termómetro y de un termostato para monitorear y controlar la temperatura. En general, las especies tropicales necesitan temperaturas de 27-37 °C y las especies templadas, temperaturas de 24-30 °C. Los animales nocturnos obtienen calor por conducción, por lo que las almohadillas u otros elementos térmicos eléctricos que calienten el equipamiento son apropiados (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.2.4 Humedad

Las especies tropicales necesitan una humedad cercana al 100%, conseguida con una pulverización frecuente y utilizando plantas vivas y grandes contenedores de agua, las especies del desierto necesitan una humedad ambiental alrededor del 30-40% (Heard *et al.*, 2012).



Figura 25. Las incubadoras con temperatura controlada se pueden usar para proporcionar a las mascotas exóticas un ambiente con control térmico (Mitchell, 2009).



Figura 26. Las incubadoras de plexiglás para pequeños animales son fundamentales cuando se trabaja con lagartos. Permite una mejor visualización y mantienen de forma precisa los requerimientos de temperatura y humedad. Estas incubadoras tienen ventiladores y oberturas que permiten una adecuada ventilación y están hechas de materiales fáciles de limpiar (Perpiñan *et al.*, 2010).

Tabla 7. Sistema de clasificación para determinar las necesidades de hábitat en cautividad para algunos saurios comunes mantenidos en cautividad. Las clasificaciones se pueden combinar (p. e. iguana común). Este sistema es una aproximación (Heard *et al.*, 2012).

| Hábitat/ tipo de vida | Ejemplos | Temperatura y calefacción | Humedad (%) |
|-----------------------|--|--|-------------|
| Tropical | Iguana común, varano verde, camaleón de Jackson. | Día: 27-29°C Noche:24°C | 80-100 |
| Desierto | Dragón barbado, varano de Gould. | Día: 29-32°C Zona de asoleamiento:38-49°C Noche:27°C | 30-40 |
| Templado | Eslizón de lengua azul. | Día: 27-32°C Noche 21-27°C | 30-60 |
| Arbóreo | Iguana común, camaleón de Jackson. | Calefacción del aire. | n/a |
| Terrestre | Eslizón de lengua azul, geco leopardo. | Calefacción del aire y el suelo. | n/a |
| Semiacuático | Basilisco, lagarto caimán, varano del Nilo. | Calefacción del agua, el aire y el suelo. | n/a |

Tabla 8. Características y requerimientos zootécnicos de los lagartos que comúnmente se tienen en cautiverio (Perpiñan *et al.*, 2010).

| Especie | ZTOP (°C) | Humedad relativa (%) | Hábitat | Dieta | Expectativa de vida (años) |
|--------------|-----------|----------------------|-------------------------|-------|----------------------------|
| Iguana verde | 25-35 | 75-100 | Arbóreo, selva tropical | H | 10-15 |

| | | | | | |
|---|-------|--------|---------------------------------------|-------|-------|
| (<i>Iguana Iguana</i>) | | | | | |
| Geco Leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>) | 25-30 | 20-40 | Terrestre, semiárido | l | 10-20 |
| Dragon Barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>) | 30-39 | 30-40 | Terrestre, semiarbóreo, desierto | l,h | 10 |
| Anolis verde (<i>anolis carolinensis</i>) | 23-32 | 60-80 | Arbóreo | l | 4 |
| Dragón de agua asiático (<i>Physignathis cocincinus</i>) | 24-30 | 80-90 | Arbóreo, semiacuático, selva tropical | l,c,h | 6-11 |
| Varano del sabana (<i>Varanus exanthematicus</i>) | 26-35 | 20-50 | Terrestre, sabana o semiárido | C,i | 5-13 |
| Camaleón velado (<i>Chamaeleo calyptrotus</i>) | 20-35 | 60-80 | Arbóreo, semiárido | l,h | 4-7 |
| Camaleón pantera (<i>Furcifer pardalis</i>) | 22-35 | 70-100 | Arbóreo | l,h,c | 4-7 |

ZTOP (zona de temperatura optima preferida): en general se reduce en 5°C a la noche. Humedad: se debe aumentar durante la muda. Dieta: Las letras mayúsculas indican la principal fuente de alimento y las minúsculas señalan el alimento menos importante (l: insectívoros, C: carnívoros, H: herbívoro).

2.3 Manejo y Sujeción

Al manejar un reptil, es importante apoyar el cuerpo del animal tanto como sea posible. Los reptiles nunca deben ser recogidos o restringidos por la cola. La autotomía, un mecanismo de escape que implica la pérdida de la cola a través de un plano de fractura, se encuentra en muchas especies de lagartos. Los lagartos deben tener apoyadas tanto las fajas pectorales como las pélvicas, con la cola suavemente sujeta para evitar bofetadas. Los animales muy agresivos deben ser sujetados detrás de la cabeza para evitar mordeduras defensivas. Los lagartos normalmente muerden y se agarran, e incluso animales relativamente pequeños pueden infligir una herida dolorosa. Muchos lagartos también tienen garras largas y afiladas y pueden rayar el manipulador, así como también dar un golpe con la cola (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).

La mayoría de los lagartos mantenidos en cautiverio son inofensivos y pueden ser inmovilizados para permitir el examen y los procedimientos básicos. A modo de ejemplo, los camaleones en general no muerden y es más fácil revisarlos mientras están posados sobre la mano o el brazo. Los lagartos pequeños pueden inmovilizarse con una mano mediante el uso del pulgar y el dedo índice alrededor del cuello, asegurándose de no comprometer los movimientos respiratorios celómicos. Se debe tener cuidado para evitar el daño de la delicada piel de algunos geckos, y aquellas especies que presentan autotomía no deben tomarse por la cola. Los lagartos más grandes pueden sujetarse con una mano alrededor del cuello y la cintura torácica, y la otra alrededor de la cintura pélvica, dejando las patas traseras contra la base de la cola y la cola entremetida debajo de un brazo (Perpiñan *et al.*, 2010).

Algunos saurios (p. e. los iguánidos) se pueden inmovilizar durante cortos periodos de tiempo, suficiente para realizar radiografías, presionándoles los ojos desde arriba con suavidad. Se ha descrito que esta acción induce el reflejo óculo-vagal. El efecto se puede prolongar colocando bolitas de algodón sobre los ojos, y fijándolas en el sitio mediante un vendaje elástico autoadhesivo. Los animales revivirán de manera espontánea en respuesta a ruidos altos o cambios de posición (Heard *et al.*, 2012).

Como alternativa, se pueden utilizar toallas de tela o guantes de cuero, en especial frente a lagartos agresivos grandes que pueden intentar morder, rasguñar o azotar con la cola. El tamaño y los mecanismos defensivos determinarán el método de inmovilización preferido (Perpiñan *et al.*, 2010).

La medicina de especies no tradicionales incluye todo tipo de animales en todo tipo de situaciones y, por lo tanto, ofrece una inmensa oportunidad para que los médicos de campo desarrollen sus habilidades en la práctica (Maas, 2018).

Mientras practican la medicina de animales exóticos, los veterinarios deben estar preparados para la inevitable llamada de emergencia. Las emergencias en la medicina de animales exóticos se presentan en todas las formas y tamaños y el veterinario debe estar preparado para una variedad de situaciones. Como veterinario ambulatorio exótico, el practicante tiene la ventaja única de ver muchas especies que serían menos propensas a entrar en una instalación estacionaria. El cliente que posee cocodrilos o reptiles venenosos puede ser mejor atendido por un veterinario que pueda viajar al paciente. Además, los veterinarios ambulatorios pueden ser llamados para atender colecciones más grandes (o incluso pequeños parques zoológicos o atracciones) porque esto es más eficiente que tratar de transportar grandes cantidades a una instalación veterinaria estacionaria. En estos casos, las

emergencias de animales exóticos para el médico ambulatorio pueden involucrar una amplia gama de especies animales únicas (Bogan, 2018).



Figura 27. Los lagartos más grandes pueden morder, rasguñar y azotar con sus colas a modo de defensa. Las cabezas y los miembros se deben inmovilizar con más fuerza, pero cuidando de no restringir la capacidad de expandir la cavidad celómica para respirar (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 28. La restricción física de un lagarto grande debe incluir sostener las extremidades anteriores contra el flanco y las extremidades posteriores contra la base de la cola. Si el lagarto es propenso a azotar su cola, esto se puede asegurar debajo del brazo del manejador (Divers, 1999).



Figura 29. Los lagartos pequeños pueden ser inmovilizados sosteniéndolos en la palma de la mano y usando los dedos para sujetar los miembros y la cabeza. Se debe tener cuidado de no impedir los movimientos respiratorios (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 30. La restricción con una sola mano de lagartijas pequeñas no debe inhibir los movimientos de respiración torácica (Divers, 1999).



Figura 31. Para inmovilizar a un lagarto que será sometido a procedimientos de diagnóstico menores, como una radiografía, el veterinario puede aprovechar el reflejo vagal. Esto implica aplicar presión suave sobre los globos oculares mediante el uso de bolitas de algodón y cinta autoadhesiva. Tanto la ausencia de estimulación visual como el reflejo vagal relajan al animal durante el tiempo suficiente para llevar a cabo procedimientos no dolorosos (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.4 Administración de Fármacos

- **Intramuscular (IM):** Muy útil en los reptiles. Los músculos del miembro delantero, trasero y del área lumbar epaxial son apropiados. Evite la musculatura epaxial de la cola en especies que tienen autotomía. Se recomienda un volumen máximo de 1ml/kg por lugar de inyección (Perpiñan *et al.*, 2010).

Muy poco del retorno venoso de las extremidades posteriores pasa por el sistema porta renal a través de los riñones (Heard *et al.*, 2012).



Figura 32. En muchos lagartos, la musculatura del miembro delantero es un lugar adecuado para las inyecciones intramusculares (Perpiñan *et al.*, 2010).

- **Intracelómica (Ice):** Con el animal en decúbito lateral, se inserta la aguja en sentido lateral entre la última costilla y la pelvis sobre la mínima superficie dependiente y paralela a la pared corporal, para evitar la perforación de los órganos internos. Se recomienda un volumen máximo de 40mg/kg para no producir el sobre llenado de la cavidad celómica y causar compromiso respiratorio (Perpiñan *et al.*, 2010).
- **Endovenosa (EV):** la colocación de catéteres endovenosos en general requiere de sedación o anestesia y un procedimiento quirúrgico de disección para acceder a las venas yugular o cefálica. Los catéteres intraóseos (IO) también pueden colocarse en el fémur distal, en el húmero distal y en la tibia proximal (Perpiñan *et al.*, 2010).

Las inyecciones intravenosas (IV) de soluciones no irritantes se pueden administrar tanto en la vena coccígea ventral como en la vena abdominal, o a través de un catéter intraóseo (Heard *et al.*, 2012).



Figura 33. Abordaje lateral de la vena coccígea ventral en una iguana verde (Perpiñan *et al.*, 2010).

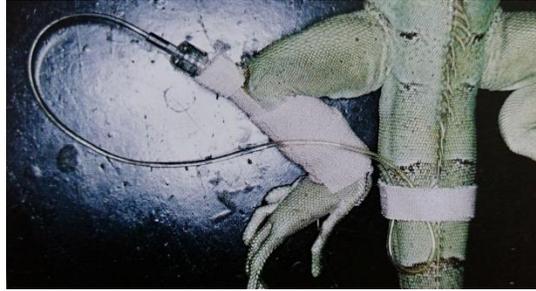


Figura 34. En la mayoría de los lagartos, los catéteres intraóseos son superiores en comparación con los endovenosos. Son más fáciles de colocar (los catéteres endovenosos a menudo demandan procedimientos de incisión quirúrgica) y de mantener. En una iguana grande, el lugar de elección para el catéter intraóseo es la tibia proximal (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 35. Palpación de puntos de referencia y colocación de la jeringa y aguja para inyección intratecal en un dragón barbudo (Ferreira y Mans, 2015).



Figura 36. Administración intravenosa (vena yugular) de alfaxalona en un gecko leopardo (*Eublepharis macularius*) (Morici, *et al.*, 2017).

La mayoría de los anestésicos inyectables se administran por vía intramuscular (IM). Los medicamentos administrados por vía oral no son confiables porque se desconoce la absorción y distribución. Los reptiles tienen un sistema portal renal, y los medicamentos que pueden ser tóxicos o eliminados por los riñones

no se administran en la mitad caudal del cuerpo. Los medicamentos administrados por vía intracoelómica (IC) se absorben rápidamente. El lóbulo derecho del hígado se extiende más caudal que el izquierdo, y hay cuerpos de almacenamiento de grasa en el abdomen caudal de muchas especies. Las inyecciones intravenosas son difíciles en la mayoría de las especies. En las lagartijas, la vena abdominal ventral y la vena ventral de la cola se pueden usar para la administración de fármacos como se describe para la extracción de sangre. En algunas especies de lagartos, como la Iguana Verde, la vena cefálica es accesible entre el radio y el cúbito, pero requiere un corte quirúrgico (Bennett, 1998).

2.5 Anestesia Clínica

La anestesia exitosa con reptiles requiere paciencia, planificación y comprensión de la anatomía y la fisiología en salud y enfermedad (Heard, 2001).

2.5.1 Sedación

Los tranquilizantes, como las fenotiazinas y las benzodiazepinas, se han utilizado en reptiles. La acepromacina (0.1-0.5 mg / kg IM) administrada 1 hora antes de la anestesia ha disminuido los requerimientos de agentes de inducción anestésica (Bennett, 1998).

2.5.2 Estabilización pre- anestésica

Idealmente, el paciente reptil debe aclimatarse a su nuevo entorno, mantenerse a una temperatura y humedad óptimas durante varios días antes de la anestesia (Bennett, 1998)

Como sucede en otras especies, es importante la estabilización del paciente antes de la anestesia. Se recomienda un ayuno de 24-72 horas (de acuerdo con el tamaño corporal) para evitar la compresión de los pulmones y la regurgitación. El ayuno no se aconseja en los reptiles herbívoros debido a los riesgos de disbiosis, pero además porque es casi imposible vaciar el tracto (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.5.3 Inducción y Mantenimiento Anestésico en Saurios

Las combinaciones de ketamina (por ej., ketamina + medetomidina) o de tiletamina/zolazepam pueden utilizarse para procedimientos cortos que requieren sedación, pero no se indican para procedimientos más largos o cuando se requiere un plano quirúrgico de anestesia, porque las dosis más altas implican tiempos de recuperación considerablemente más prolongados los medicamentos

disociativos se contraindican en los pacientes deshidratados y en aquellos con deterioro renal o hepático (Perpiñan *et al.*, 2010).

El midazolam (2 mg / kg IM), en combinación con 20-40 mg / kg de ketamina, administrado proporcionó una mejor sedación que cualquier agente solo (Bennett, 1998).

Uno de los mejores protocolos anestésicos es la inducción con propofol EV o IO (5-10 mg/kg) administrado en forma lenta, seguido de intubación y mantenimiento de la anestesia con agentes inhalantes como el isoflurano o el sevoflurano. El propofol también puede utilizarse para mantener la anestesia mediante infusión a ritmo constante o con bolos intermitentes (Perpiñan *et al.*, 2010).

El propofol es el anestésico de elección para realizar la inducción con un agente inyectable. Se puede administrar en la vena coccígea caudal (3-5 mg/kg). Esta dosis es inferior a la recomendada previamente por otros autores, pero suele ser suficiente para intubar al animal. El efecto máximo puede que no se observe durante 2-5 minutos después de la inyección. Esta dosis baja también parece estar asociada con menor apnea (Heard *et al.*, 2012).

En Green Iguanas, una dosis de 10 mg / kg de IO indujo anestesia en aproximadamente 1 minuto, con una anestesia de 30 minutos. La recuperación fue rápida sin efectos residuales. Sin embargo, las dosis de inducción y mantenimiento de 5 mg / kg y 0,5 mg / kg / minuto, respectivamente, en Iguanas Verdes, causaron anestesia excesivamente profunda en 30 minutos y la mayoría de los animales se volvieron apneicos (Bennett, 1998).

Como alternativa, la inducción y el mantenimiento se pueden efectuar mediante el uso exclusivo de agentes inhalantes: la inducción se puede hacer con isoflurano (4-5%) o sevoflurano (5-8%), y el mantenimiento con isoflurano al 1,5-2,5% o sevoflurano al 3-4% (Perpiñan *et al.*, 2010).

La capacidad de los saurios para aguantar la respiración no es un problema tan grande como sugieren otros autores. Hacer correr los dedos suavemente a lo largo del pecho será suficiente en condiciones normales para estimular la respiración y facilitar la inhalación de la anestesia. Algunos saurios se pueden intubar estando despiertos (Heard *et al.*, 2012).

Los lagartos anestesiados primero pierden sus reflejos de enderezamiento y de retirada. La pérdida de los reflejos de retirada de la lengua, de la córnea y de la abertura solo se produce en los planos profundos de anestesia (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 37. Inyección de propofol en la vena coccígea ventral de una iguana verde (Iguana iguana) (Heard, 2001).



Figura 38. Inducción anestésica en un geco leopardo con isoflurano administrado mediante máscara facial (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 39. Inducción anestésica de una iguana verde utilizando un anestésico inhalante (isoflurano u sevoflurano \pm óxido nítrico) administrado a través de una máscara de gato unida a un sistema sin respiración (Heard, 2001).

2.5.4 Intubación Endotraqueal

La intubación endotraqueal se utiliza en saurios medianos o grandes para facilitar la administración de anestesia inhalatoria y para proporcionar ventilación asistida (Heard *et al.*, 2012).

La intubación se logra fácilmente en la mayoría de los reptiles. La glotis se visualiza fácilmente y la intubación se logra a través de la visualización directa. Se puede usar una pequeña gota de lidocaína para desensibilizar la glotis y facilitar la intubación traqueal (Mosley, 2005).

La glotis es una abertura parecida a una hendidura entre los cartílagos aritenoides y se localiza en la base de la lengua en el suelo de la cavidad oral. Está cerrada excepto durante la exhalación y la inspiración. La relajación de la de la mandíbula y la aplicación directa de un anestésico local (gel de lidocaína o inyección de lidocaína al 2%) en la glotis facilitara la intubación. Se puede abrir la boca realizando una suave tracción ventral sobre la mandíbula inferior. Con frecuencia, los saurios agresivos abren la boca si se les golpea suavemente en el rostro. En saurios pequeños y medianos, se puede insertar una espátula de cocina de goma en la boca para abrirla. Una vez abierta, se puede evitar el cierre de la boca mediante una mordaza. Si la glotis está cerrada, es necesario esperar a que se abra o utilizar el bisel de un tubo endotraqueal lubricado para forzar su abertura con suavidad (Heard *et al.*, 2012).

Los reptiles tienden a presentar apnea completa durante el plano quirúrgico de la anestesia, por lo que es necesaria la ventilación asistida, ya sea en forma manual o con ventilador mecánico. La frecuencia de ventilación debe coincidir con la frecuencia respiratoria consciente y, en general, se recomiendan 2-8 respiraciones/minuto. Las presiones máximas de las vías respiratorias no deben exceder los 8 cm de H₂O. Se requiere una gran variedad de tubos endotraqueales con manguito y sin él, que van desde catéteres EV calibre 20 hasta tubos de 4 mm de diámetro interno (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 40. La cavidad bucal de una iguana verde. Observe la pequeña abertura glótica en la base de la lengua lisa y plana. Este animal tiene estomatitis severa que involucra la mandíbula anterior (Heard, 2001).



Figura 41. La cavidad oral de un monitor de cuello áspero (*Varanus rudicollis*). Observe la glotis cerrada dorsal a la lengua y compárela con la anatomía de la iguana verde (Heard, 2001).

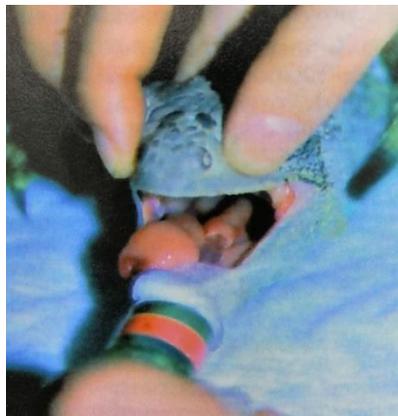


Figura 42. Una iguana intubada para anestesia (Heard *et al.*, 2012).

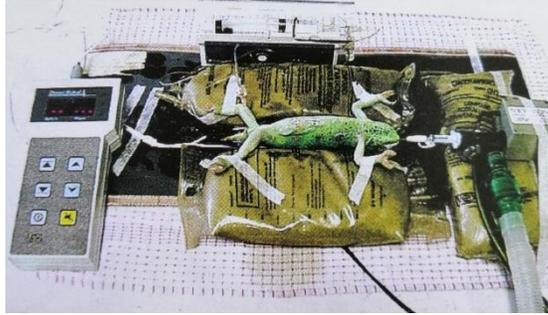


Figura 43. Una parte importante de la práctica quirúrgica en los reptiles es el posicionamiento apropiado, tanto para la exposición adecuada del sitio quirúrgico como para la comodidad del cirujano. Este camaleón ha sido posicionado usando bolsas llenas de arena (que también pueden ser calentadas para un control adicional de la temperatura) y cinta adhesiva para que no interfiera con la máquina de anestesia y demás equipamiento de monitoreo durante la cirugía (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 44. Los lagartos siempre deben ser intubados cuando son anestesiados. Esto permite un control más cuidadoso de la ventilación y la administración de gas inhalante. En los lagartos pequeños, el espacio muerto del circuito anestésico debe minimizarse asegurándose de que los tubos endotraqueales son cortos (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.5.5 Monitoreo

El objetivo de la anestesia es lograr y mantener un plano quirúrgico razonable de anestesia mientras se evita una sobredosis de anestesia. La seguridad durante la anestesia se evita mediante la titulación del anestésico inhalado en respuesta a los requisitos de un animal individual. La necesidad de tales ajustes está determinada por un cuidadoso monitoreo del paciente. El monitoreo integral incluye la evaluación de varios reflejos y la determinación de la respuesta del sistema cardiopulmonar a la anestesia. (Mosley, 2005).

Existen varias técnicas para monitorear la anestesia:

- a) Con un detector de flujo Doppler colocado sobre el corazón (la sonda se coloca en la entrada torácica y se la dirige hacia el corazón) o sobre una

arteria periférica (carótida, femoral, de la cola o caudal). La frecuencia cardíaca es variable y depende de la temperatura y el tamaño corporal (Perpiñan *et al.*, 2010).

- b) La oximetría de pulso puede ser útil, aunque no ha sido validada en forma irrefutable en los reptiles. Las tendencias en la saturación de oxígeno arterial relativa (spO₂) son de más validez que los valores absolutos, que pueden ser significativamente más bajos que aquellos observados en los mamíferos (Perpiñan *et al.*, 2010).
- c) La capnografía es muy útil y la capnografía de monitoreo extremo de flujo mediante el uso de un analizador de corriente principal pediátrico ayuda a mantener una ventilación adecuada. El mantenimiento del extremo de flujo de PCO₂ entre 10-20 mm de Hg evita los trastornos ácido-base asociados a la hipocarbica y asegura el retorno a la respiración espontánea durante la recuperación (Perpiñan *et al.*, 2010).

Monitoreo de reflejos: se define la anestesia profunda o quirúrgica como un plano de anestesia asociado con la relajación muscular, la ausencia de respuesta a estímulos dolorosos y la pérdida de movimiento. Curiosamente, cuando los reptiles son inducidos con anestésicos inhalantes, la relajación muscular comienza en la mitad del cuerpo y se mueve cranealmente, luego en forma oral. El tono de cola se pierde al final. Esto se ha demostrado en lagartos a los que se administró sevoflurano. Estas características pueden utilizarse al evaluar la profundidad durante la inducción y la recuperación (Mosley, 2005).

Monitoreo cardiovascular: La auscultación directa de la función cardíaca es un método simple para evaluar la frecuencia y el ritmo cardíacos. La auscultación externa se realiza mejor con un estetoscopio con una pequeña campana pediátrica, pero esta técnica puede ser difícil debido a la interferencia de las escamas. Una gasa humedecida colocada entre la pared torácica y la campana del estetoscopio puede reducir el ruido de interferencia de las escalas. En animales anestesiados, un pequeño estetoscopio esofágico funciona muy bien para la auscultación directa del corazón. El tubo del estetoscopio debe avanzar en incrementos hasta alcanzar el punto de máxima intensidad de sonido. No es raro que algunos reptiles tengan una frecuencia cardíaca de 20 latidos por minuto o menos. Una excelente alternativa a la auscultación directa es el uso de un dispositivo Doppler ultrasónico, que detecta el flujo sanguíneo en los vasos principales y en el corazón. Hay una variedad de sondas; Sondas planas adultas y pediátricas y sondas de lápiz. Estas sondas se colocan más fácilmente sobre el corazón y se sujetan con cinta adhesiva. Alternativamente, las arterias carótida, cística o femoral pueden usarse como sitios para la colocación de la sonda. Las

sondas pediátricas tienen mayor sensibilidad para detectar el flujo en vasos pequeños y se prefieren para uso en reptiles (Mosley, 2005).

Vigilancia respiratoria: La visualización directa de los movimientos respiratorios puede ser extremadamente difícil en muchos reptiles, particularmente en las especies chinas y muy pequeñas. Además, las excursiones de la pared torácica y del cuerpo, el movimiento de la bolsa y el empañamiento del tubo endotraqueal pueden ser confusos y no siempre representan una ventilación adecuada. Debido a que la mayoría de los reptiles requieren ventilación con presión positiva intermitente, se reduce la utilidad del monitoreo de la respiración espontánea. Los reptiles rara vez respiran bien cuando están anestesiados, lo que hace que la ventilación mecánica sea adecuada en la mayoría de los casos. Las recomendaciones actuales para el soporte ventilatorio incluyen tasas de 2 a 6 respiraciones por minuto utilizando volúmenes tidales que van de 15 a 30 ml / kg, con presiones máximas de las vías aéreas inferiores a 10 cm H₂O. La ventilación manual de presión positiva intermitente se realiza comúnmente, pero ahora hay disponibles varios ventiladores específicos para animales pequeños (Mosley, 2005).



Figura 45. Se puede colocar un transductor Doppler sobre la arteria carótida para obtener una frecuencia cardíaca de reposo antes de la inducción anestésica (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 46. Una iguana verde anestesiada con una sonda de flujo Doppler colocada cerca del corazón para detectar el flujo sanguíneo. Tenga en cuenta la posición del corazón entre las extremidades anteriores (Heard, 2001).

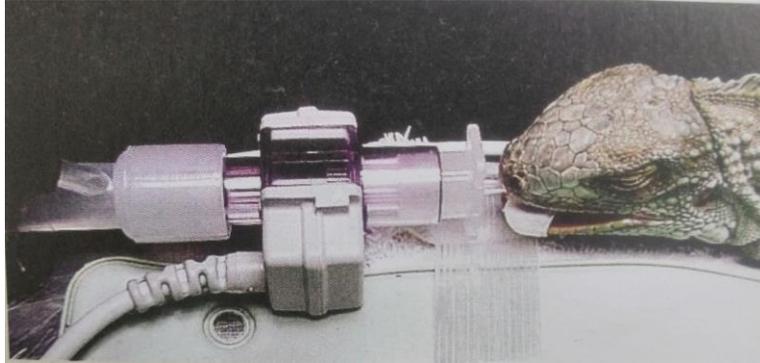


Figura 47. Capnografía de extremo de flujo para el monitoreo de la anestesia. En los lagartos, un transductor de línea de corriente principal permite el monitoreo preciso del extremo de flujo del CO₂ (Perpiñan *et al.*, 2010).

2.5.6 Recuperación

Los reptiles tienen periodos de recuperación largos, de aproximadamente 10-30 minutos en los casos rápidos, y la recuperación total de todos los efectos de la anestesia puede llevar más de 24 horas. Después de la cirugía, los reptiles deben ser ventilados mediante el uso de aire ambiental u oxígeno. Al reptil solo deben sacar los tubos cuando este respirando de manera espontánea. Mantener la temperatura en el extremo superior de la ZTOP y la fluidoterapia de soporte perioperatoria acelera la recuperación. Se debe evitar el exceso de calefacción durante la recuperación, ya que ello aumentará la demanda de oxígeno y de energía. También deben evitarse las recuperaciones cerca de cuerpos de agua, ya que los lagartos sedados pueden ahogarse (Perpiñan *et al.*, 2010).



Figura 48. Recuperación posanestésica de una iguana verde empleando aire ambiental. Un detector de flujo Doppler colocado sobre el corazón controla la frecuencia cardíaca (Perpiñan *et al.*, 2010).

III. SERPIENTES

Las serpientes (clase Reptilia, orden Squamata, suborden Serpentes) también se denominan ofidios (Hernández y Divers, 2010).

Existen aproximadamente 2.400 especies de serpientes. La mayoría de las que llegan a la clínica veterinaria pertenecen a las familias *Boidae* y *Colubridae* (Raiti, 2012).

La familia de los boidos incluye a las boas y las pitones, todas son constrictoras y muchas tienen fosas faciales receptoras infrarrojas; las boas son vivíparas y las pitones ovíparas. La familia de los colúbridos incluye un enorme número de especies distribuidas en todo el mundo, con variadas estrategias de alimentación y reproducción (Hernández y Divers, 2010).

Los colúbridos (más de 1658 especies) son el grupo más grande y diverso de serpientes y tienen una distribución mundial, a excepción de la Antártida. Ambas especies venenosas y no venenosas se encuentran dentro de esta familia. Los colúbridos se encuentran en hábitats acuáticos, terrestres, semiterrestres y arbóreos. Las boas (*Boidae*) (más de 40 especies) son un grupo diverso de serpientes que se pueden encontrar en nichos fósiles, terrestres y arbóreos de las Américas, África Central, Asia del Sur, Madagascar, las Antillas y el suroeste de las Islas del Pacífico. Las pitones (*Pythonidae*) (más de 25 especies) se incluyeron históricamente en la familia *Boidae*. Sin embargo, las pitones están restringidas al Viejo Mundo (África, Asia, Australia). Las pitones, como las boas, pueden habitar nichos acuáticos, terrestres y arbóreos dentro de su rango. Las serpientes de maíz (*Elaphe guttata*) y las serpientes rey (*Lampropeltis spp.*) Son, con mucho, las serpientes más comunes mantenidas en cautiverio (Mitchell, 2009).

Son animales de naturaleza carnívora que se caracterizan por tener el cuerpo alargado y flexible. No presentan extremidades y se desplazan reptando. La anestesia en serpientes es una práctica cada vez más habitual en las clínicas veterinarias especializadas en animales exóticos, tanto para un más fácil manejo en la exploración o diagnóstico como para poder realizar una serie de intervenciones quirúrgicas. Antes de referirnos a los procedimientos anestésicos propiamente dichos, vamos a repasar alguna de las características

anatomofisiológicas de estos animales que pueden tener una repercusión en el desarrollo de la anestesia (Trancón *et al.*, 2008).

Tabla 9. Serpientes mantenidas de manera común como mascotas (Raiti, 2012).

| Familia | Especie típica | Características de la familia |
|-------------------------|--|--|
| Boidae (boas y pitones) | Boa constrictor, boa arcoíris (<i>Epicrates cenchria</i>). Pitón real (<i>Pithon regius</i>). Pitón verde (<i>Morelia viridis</i>). Pitón roja o sangre (<i>P. Curtus</i>). Pitón tigrina (<i>P. molurus</i>). | Serpientes primitivas, se cree que han evolucionado a partir de los saurios. Miembros vestigiales llamados espolones pélvicos (estructuras parecidas a garras cerca de la base de la cola). Dos pulmones. Ciego diminutos. Depresiones dispuestas linealmente paralelas a uno o los dos labios (órganos sensibles al calor que aumentan la capacidad para detectar presas endotérmicas). Las boas tienen las escamas ventrales de la cola no divididas y son vivíparas (paren crías vivas). Las pitones tienen las escamas ventrales de la cola divididas y son ovíparas (ponen huevos). |
| Colubridae | Serpiente del maíz (<i>Elaphe guttata</i>). Serpiente real (<i>Lampropeltis getulus</i>). Serpiente de jarretera (<i>Thamnophis spp.</i>). Vibora casera (<i>Pituophis melanoleucus</i>). | Consideradas modernas en términos evolutivos. Solo tienen pulmón derecho. No tienen ciego ni espolones pélvicos. Entre los colúbridos venenosos se encuentran la serpiente de manglar de bandas blancas (<i>Boiga dendrophila</i>) y la culebra de hocico de cerdo (<i>Heterodon nasicus</i>). |

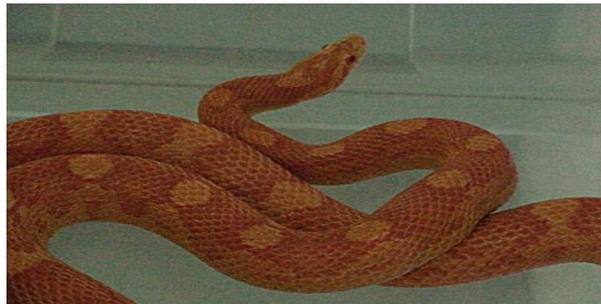


Figura 49. Las serpientes de maíz (*Elaphe guttata*) son miembros de la familia colubridae. Estas serpientes son nativas de América del Norte. Las serpientes de maíz representan el primer grupo de serpientes cautivas criadas en grandes cantidades para promover patrones de piel de "diseñador". Las serpientes de maíz son dóciles, por lo que son una primera serpiente ideal para mascotas (Mitchell, 2009).



Figura 50. Las especies gigantes de pitón, como esta pitón birmana (*Python molurus bivittatus*), no deben recomendarse como mascotas. Es mejor dejar estos animales a herpetoculturistas experimentados (Mitchell, 2009).

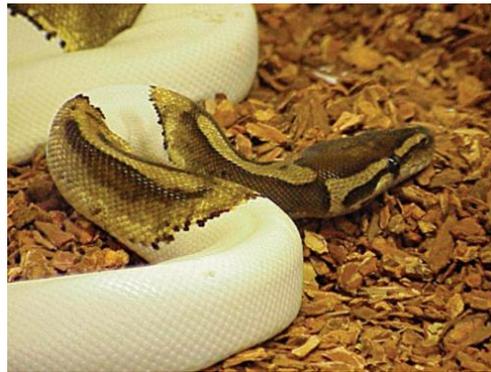


Figura 51. Las pitones de bola (*Python regius*) son una especie africana de pitón (*Pythonidae*) que todavía se importan habitualmente a los Estados Unidos. Estos animales también están siendo criados en cautiverio en grandes cantidades. Se han desarrollado patrones de "diseñador", que pueden costar decenas de miles de dólares (Mitchell, 2009).

3.1 Anatomía y Fisiología

La anatomía de la serpiente, en su mayor parte, es consistente en todas las especies. Por lo tanto, desarrollar una comprensión general de la ubicación de los órganos en una especie será beneficioso para trabajar con otras. Al evaluar la anatomía de la serpiente, puede ser mejor separar la serpiente en tres secciones. El tercio proximal de la serpiente generalmente contiene la tráquea, el esófago, las glándulas paratiroides, el timo, la tiroides y el corazón. El segundo tercio contiene los pulmones, el hígado, la continuación del esófago, el estómago, el bazo, la vesícula biliar, el páncreas, el intestino delgado proximal y el saco aéreo. El tercio final contiene el intestino delgado caudal, gónadas, glándulas suprarrenales, riñones, ciego, colon y cloaca. Este sistema de tercios puede ser útil cuando se intenta identificar un área de interés utilizando imágenes de diagnóstico o cuando se decide un abordaje quirúrgico. En algunos casos, se pueden requerir múltiples

imágenes o incisiones para determinar completamente ciertos sistemas de órganos (Mitchell, 2009).

3.1.1 Esqueleto

El cráneo de las serpientes es más complejo que el de los mamíferos. Los huesos de las mandíbulas están unidos de forma laxa para permitir una gran abertura de la boca, de manera que la presa pueda ser tragada entera. Los huesos de la “nariz” se articulan con la región del cráneo para aumentar todavía más el tamaño de la abertura. Las hemimandíbulas inferiores están conectadas por un ligamento elástico que permite la separación para aumentar todavía más la abertura de la boca (Redrobe y Wilkinson, 2012).



Figura 52. Copperhead traga el ratón pre-matado. Las serpientes tienen ligamentos flexibles que permiten que la expansión mandibular trague grandes presas. Tenga en cuenta la piel parcheada, parcialmente mudada, que es anormal en las serpientes (disecólisis) e indica problemas ambientales o de salud (O'Rourke y Lertpiriyapong, 2015).



Figura 53. En las serpientes, las articulaciones del cráneo son flexibles. La mandíbula de esta pitón verde arbórea (*Morelia viridis*) permaneció dislocada durante varios minutos después de morder al manipulador. Es fácil observar la glotis (Hernández y Divers, 2010).

A partir de la tercera vertebra, un par de costillas se articula con cada una de ellas, aunque algunas especies también tienen vértebras unidas a las vértebras más craneales. Las serpientes no tienen esternón ni cartílago costal. En la región posterior a la cloaca las costillas están fusionadas con las vértebras. Las funciones de las costillas son proteger las vísceras y propulsar a la serpiente. Cada costilla termina en una punta redondeada que contacta con el interior de la piel del vientre para transmitir el movimiento. Las serpientes no tienen cintura escapular y solo algunas especies presentan cintura pélvica (Redrobe y Wilkinson, 2012).

3.1.2 Sistema Cardiovascular

Las serpientes tienen un corazón con tres cámaras, con un tabique atrial completo y un canal interventricular. Sin embargo, existe una separación funcional entre la sangre oxigenada y la no oxigenada. Hay dos aortas que se unen en caudal al corazón para formar la aorta abdominal, que cruza por gran parte del abdomen. El corazón es bastante móvil, quizá para facilitar el pasaje de presas relativamente grandes. Existe una vena abdominal (Hernández y Divers, 2010).

El corazón de la mayoría de las serpientes se encuentra en un punto de un tercio a un cuarto de su longitud caudal a la cabeza. En algunas especies acuáticas, el corazón se encuentra en una posición más craneal. El corazón de la serpiente se puede visualizar percutáneamente en serpientes de menos de 2 m colocando al animal en decúbito dorsal y localizando visualmente el corazón que late (Kik y Mitchell, 2005).



Figura 54. El corazón de la serpiente se encuentra en el cuarto craneal del animal. El corazón se puede visualizar más fácilmente colocando al animal en decúbito dorsal y buscando el movimiento de escamas ventrales (Mitchell, 2008).

3.1.3 Sistema Respiratorio

En el aspecto dorsal de la cabeza existen un par de orificios nasales que conducen a las narinas internas. No hay paladar duro (Redrobe y Wilkinson, 2012).

La glotis está ubicada en la sección caudal de la lengua, se visualiza con facilidad y puede moverse hacia lateral durante la alimentación para facilitar la respiración durante la ingesta de presas grandes. La tráquea tiene anillos cartilaginosos incompletos. En la mayoría de las serpientes, el pulmón izquierdo esta reducido (nunca más del 85% del largo del pulmón derecho) o no existe. Los boidos conforman el grupo de serpientes cuyo pulmón izquierdo esta mejor desarrollado. El pulmón derecho corre desde el corazón hasta el polo craneal del riñón derecho. La parte anterior del pulmón esta vascularizada y tiene una función de intercambio de gases (Hernández y Divers, 2010).

La capacidad de las serpientes para resistir largos períodos (semanas o incluso meses) de actividad respiratoria limitada significa que las enfermedades respiratorias a menudo están muy avanzadas antes de que se vean signos clínicos (Knotek y Jekl, 2015).

3.1.4 Sistema Digestivo

El tracto gastrointestinal es bastante simple y consiste básicamente en un conducto lineal que va desde la boca hasta la cloaca. Las glándulas de veneno (cuando están presentes) son glándulas labiales modificadas y la serpiente puede controlar de manera voluntaria la cantidad de veneno que inyecta a una presa o un enemigo. La mayoría de las serpientes tienen 6 filas de dientes, con 1 fila a cada lado de la mandíbula inferior y 2 filas a cada lado de la mandíbula superior. Los dientes son pleurodontos (se remplazan a lo largo de la vida). En la familia de los viperidos (víboras y crótalos), los colmillos están doblados en sentido caudodorsal cuando la boca está cerrada. La lengua tiene función olfativa, de modo que es posible que las serpientes que han perdido la lengua debido a un traumatismo o una infección no se alimenten (Hernández y Divers, 2010).

La constricción del píloro en el extremo distal del estómago da paso al intestino delgado, el intestino grueso es un tubo recto con la pared delgada. Las serpientes de la familia Boidae tienen un pequeño ciego allí donde se unen el intestino delgado y el intestino grueso (Redrobe y Wilkinson, 2012).

3.1.5 Piel y morfología externa

La piel está dispuesta en escamas, cada una de las cuales se solapa con la siguiente escama caudal. Los laterales y la parte dorsal están cubiertos por escamas pequeñas, que cubren la mayor parte del cuerpo formando un mosaico. En la parte ventral, grandes escamas simples se extienden hasta la cloaca, que se abre como ranura transversal hacia el extremo caudal del cuerpo. Caudalmente a la cloaca se encuentran las escamas ventrales subcaudales, dispuestas por partes. La parte de la serpiente posterior a la cloaca recibe el nombre de cola. La piel, que es flexible, suave y dura, no crece para aumentar de tamaño con la serpiente. La serpiente se desprende periódicamente de su piel en un proceso conocido como ecdisis o muda. Las serpientes de cascabel no pierden las escamas más caudales sino que las conservan para formar el cascabel, que por tanto aumenta de tamaño conforme sucede la muda (Redrobe y Wilkinson, 2012).



Figura 55. El “ojo azul” en esta boa terrestre de Madagascar (*Acrantophis madagascariensis*) indica que la serpiente está a punto de mudar la piel (Hernández y Divers, 2010).



Figura 56. Las serpientes deben mudar la piel en una sola pieza. Los dueños deben ser instruidos para que inspeccionen la piel a fin de verificar que haya

mudado la membrana especular. La porción cefálica de esta piel mudada incluye las lentes (Hernández y Divers, 2010).

3.1.6 Sistema Sensorial

Las serpientes no tienen evidencias externas de estructuras aurales ni de membrana timpánica, como así tampoco de cavidad del oído medio, pero pueden percibir vibraciones del sustrato y sonidos de transmisión aérea de baja frecuencia. Dos grupos de serpientes poseen los receptores térmicos aparentemente más sensibles y especializados de todos los conocidos: las fosas faciales de los crotalinos (víboras del Nuevo Mundo) y las escamas labiales de algunas serpientes de la familia de los boidos. Estos órganos son extremadamente sensibles a la radiación infrarroja y las serpientes los utilizan para cazar y termorregularse. Las fosas están ausentes en las boas comunes (*Boa constrictor*), la anaconda verde (*Eunectes murinus*) y las boas rosadas (*Charina spp*). Muchas de las serpientes que carecen de fosas tienen la habilidad de detectar radiación infrarroja con otras terminaciones nerviosas presentes en la cabeza (Hernández y Divers, 2010).



Figura 57. Escamas labiales modificadas en una boa arbórea de Madagascar (*Sanzinia magadascariensis*) (Hernández y Divers, 2010).

3.2 Mantenimiento

La forma y el tamaño del recinto deben seleccionarse en función de la biología de la serpiente. Por ejemplo, una especie fosorial debe alojarse en un recinto que sea largo y ancho. La altura del recinto no sería terriblemente importante para una especie fosorial. Por el contrario, una especie arbórea debe alojarse en un recinto alto para garantizar que se pueda colocar un amplio follaje en el recinto. Debido a que la obesidad es un problema común en las serpientes cautivas grandes, las serpientes deben tener un área amplia con un recinto para la actividad física. El recinto también debe ser lo suficientemente grande

como para proporcionar un rango de temperatura ambiental adecuado (Mitchell, 2009).

Como norma general, las serpientes se tienen que mantener en alojamientos individuales.

- El tamaño de la jaula tiene que ser adecuado para permitir el comportamiento normal de la especie en concreto. Como norma aproximada, la diagonal del terrario debe corresponder aproximadamente a la longitud de la serpiente.
- Los terrarios tienen que ser a prueba de fugas y proporcionar una ventilación adecuada.
- Los acuarios de cristal o plástico son adecuados para la mayoría de los colúbridos y los miembros más pequeños de la familia *Boidae*. Las tapas bien cerradas como techos de plástico fijados con abrazaderas funcionan bien.
- Las jaulas de madera se tienen que sellar con poliuretano para evitar su deterioro y la formación de moho (Raiti, 2012).

Siempre que sea posible, se deben evitar los sustratos que puedan ingerirse, como la grava, la arena o las piedras pequeñas. A las especies que excavan se les debe suministrar un sustrato apropiado, como comprimidos de papel comestible, y los sistemas de calefacción no deben colocarse por debajo de éstos (Hernández y Divers, 2010).

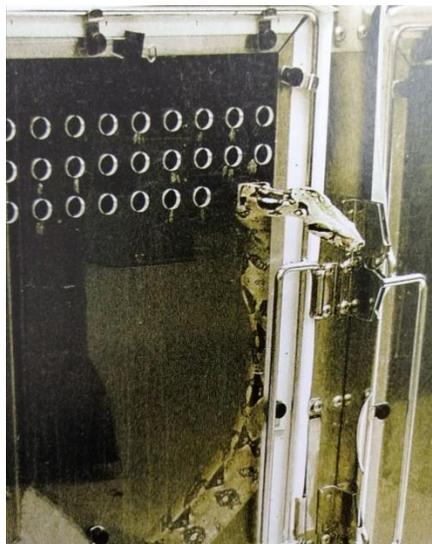


Figura 58. Cuando se tienen serpientes en el hospital para su tratamiento, se debe tener cuidado de que no escapen, ya que la mayoría de las jaulas hospitalarias no están diseñadas para ofidios (Hernández y Divers, 2010).



Figura 59. Los recintos de serpientes comerciales se han vuelto bastante populares. Estas jaulas son generalmente fáciles de limpiar y desinfectar y son estéticamente agradables en comparación con los contenedores de plástico. (Cortesía del Dr. Orlando Díaz-Figueroa.) (Mitchell, 2009).

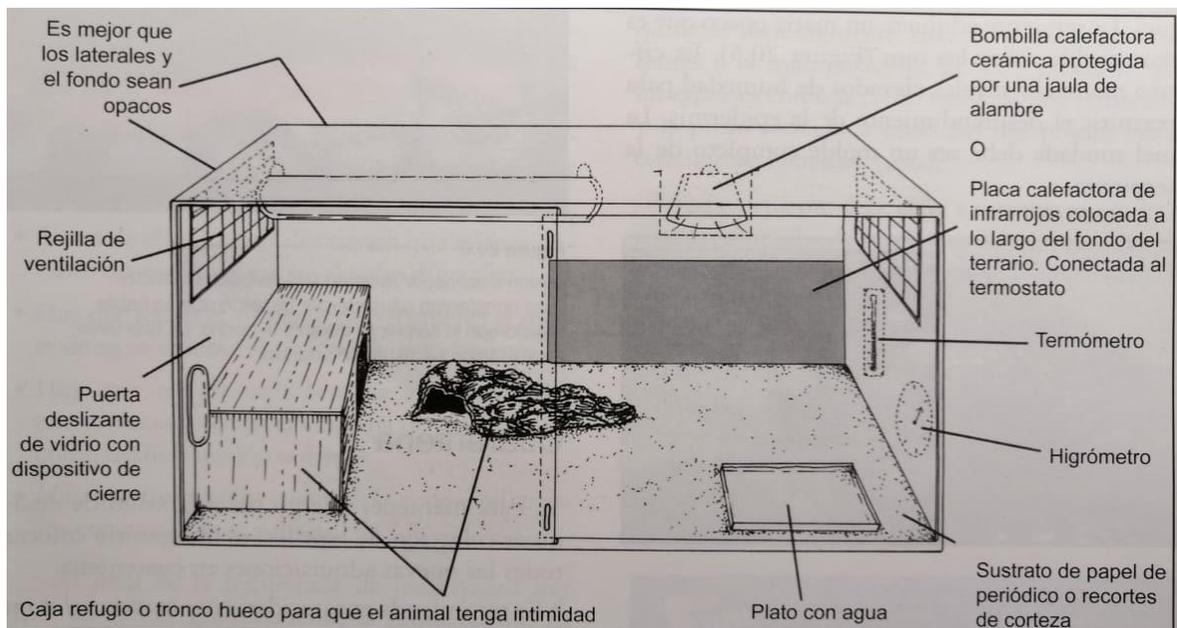


Figura 60. Terrario adecuado para serpientes que viven en el suelo (Raiti, 2012).

3.2.1 Iluminación

Las especies nocturnas parecen no necesitar luz UV, pero en las diurnas presenta algunos efectos beneficiosos en el comportamiento y la reproducción (Hernández y Divers, 2010).

No se sabe si las serpientes requieren radiación ultravioleta B para iniciar la síntesis de vitamina D. Muchos creen que estos animales obtienen su vitamina D a través de la ingestión de presas. En cualquier caso, la luz ultravioleta A y la luz visible siguen siendo importantes para las serpientes para regular el comportamiento y estimular la reproducción. Recomiendo proporcionar a las serpientes cautivas iluminación de espectro completo para imitar los efectos beneficiosos de la luz solar. A las serpientes se les debe proporcionar un fotoperíodo de 12 horas. El fotoperíodo puede modificarse para la temporada de reproducción (alargado) o el período de bruma (acortado). Se debe realizar una investigación para dilucidar las necesidades específicas de iluminación de las serpientes (Mitchell, 2009).

3.2.2 Humedad

La humedad es un factor ambiental importante para controlar las serpientes. La humedad del recinto debe imitar el clima natural del animal. En general, las especies del desierto toleran niveles de humedad entre el 30% y el 50%, las especies subtropicales del 60% al 80% y las especies tropicales del 80% al 90%. Las serpientes mantenidas en ambientes con baja humedad pueden estar predispuestas a la deshidratación y la retención de muda (Mitchell, 2009).

Sin embargo, la humedad excesiva también puede generar problemas como la dermatitis fúngica, sobre todo en las especies del desierto (Hernández y Divers, 2010).

3.2.3 Temperatura

Tabla 10. Recomendaciones de rango de temperatura ambiental para serpientes cautivas (Mitchell, 2009).

| Especies | Rango de temperatura diurna | Rango de temperatura nocturna. |
|------------------------------|-----------------------------|--------------------------------|
| Serpiente de maíz | (24-30° C) | (21-24° C) |
| Serpiente real de California | (25-30° C) | (21-25° C) |
| Pitón bola | (26-31° C) | (24-26° C) |
| Boa constrictor | (26-31° C) | (24-26° C) |
| Pitón birmana | (26-31° C) | (24-26° C) |
| Arcoiris brasileño | (25-31° C) | (24-26° C) |
| Boa esmeralda | (26-31° C) | (24-26° C) |
| Serpiente de leche | (24-30° C) | (21-24° C) |

3.3 Manejo y Sujeción

Muchas de las serpientes que llegan a la consulta veterinaria son relativamente dóciles, pero los animales capturados en estado salvaje y adquiridos recientemente tienden a ser más resistentes a la manipulación. Es muy probable que las especies como la pitón verde, la boa esmeralda y la pitón reticulada muerdan tan pronto como establezcan contacto visual. Toda serpiente debe estar en un contenedor a prueba de fugas, como una bolsa de tela atada con un nudo. La bolsa debe estar dentro de una caja segura.

- Toda serpiente de más de 1.5 m de longitud (especialmente boas y pitones) deben ser manipuladas por dos personas.
- Hay que acercarse a la serpiente por detrás de la cabeza y sujetarla suavemente pero con firmeza justo detrás de las mandíbulas.
- Cuando se levanta del suelo, hay que sostener el cuerpo.
- Con las pitones grandes poco colaboradoras (pitón de Ceilán o tigrina, boa constrictor y pitón reticulada) puede ser necesario utilizar métodos de inmovilización química para realizar una exploración detallada y pruebas diagnósticas.
- No es raro que las serpientes expulsen el contenido de la cloaca y de las glándulas de marcaje cuando están asustadas (Raiti, 2012).



Figura 61. Manera de sostener a una serpiente real con dos manos (Redrobe, 2012).

Es menester aconsejar a los dueños que no traigan la serpiente en sus manos, ya que el frío durante el transporte puede hacer que el ofidio presente un comportamiento anormal durante el examen. La cabeza de una serpiente agresiva (o de una cuyo carácter se desconoce) se debe identificar e inmovilizar antes de abrir la bolsa. A modo de ejemplo, las pitones reticuladas y las anacondas verdes son bastantes agresivas. Las serpientes pueden morder a través de las bolsas, por lo que se recomiendan sacos opacos. Para la manipulación de las serpientes, se

prefieren las toallas de tela a los guantes de cuero (Hernandez y Divers, 2010).



Figura 62. La defensa típica de la pitón bola, en la que el animal se acurruca en una bola, protegiendo su cabeza. Esta reacción se puede utilizar durante el examen físico para evaluar el estado mental y la fuerza del animal (Mayer y Bradley, 2006).

3.3.1 Venenosos

Los reptiles venenosos son comunes en zoológicos, investigaciones y colecciones privadas. Estos animales requerirán atención veterinaria en algún momento durante su cautiverio, y el tratamiento de reptiles venenosos puede ser desafiante y gratificante. Se requiere una amplia capacitación y experiencia en el manejo de reptiles venenosos, particularmente serpientes, antes de tomar la importante decisión de agregar a estos pacientes a la práctica. Los veterinarios que deseen tratar reptiles venenosos deben estar familiarizados con el equipo adecuado, las técnicas de manipulación y las consideraciones especiales requeridas para estas especies. Los veterinarios también deben estar preparados en caso de emergencia y ser conscientes de las condiciones médicas específicas que afectan a estas especies (Wilkinson, 2014).

Trabajar con serpientes venenosas requiere consideraciones especiales, como el diseño de protocolos de emergencia en caso de escapes o envenenamiento humano. Las serpientes venenosas deben ser manipuladas por veterinarios o cuidadores experimentados, y se debe contar con los elementos apropiados (tubos plásticos, ganchos, extractores de veneno) en el lugar del examen clínico. Las serpientes venenosas deben estar claramente rotuladas como tales cuando van a ser transportadas y, en lo posible, se deben acompañar del antídoto correspondiente. Se deben usar anteojos de protección cuando se trabaja con serpientes que pueden escupir veneno, como las cobras (*Ophiophagus spp*, *Naja spp*) (Hernandez y Divers, 2010).



Figura 63. Equipo necesario para trabajar con serpientes venenosas. Se necesitan tubos plásticos, ganchos, pinzas largas u otros utensilios para el manejo y su manipulación (Wilkinson, 2014).

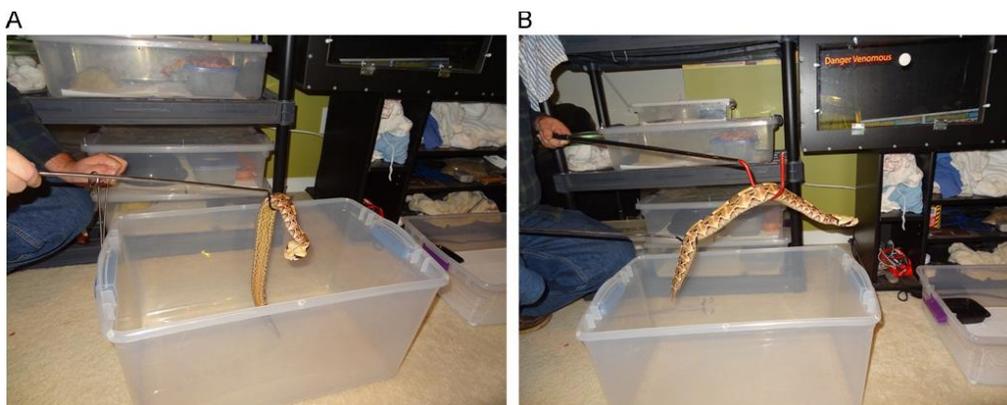


Figura 64. Técnica adecuada para usar un gancho de serpiente para manejar una víbora de Gaboon (*Bitis gabonica*). (A) Técnica de anzuelo simple y (B) Técnica de anzuelo doble para serpientes de cuerpo pesado (Wilkinson, 2014).

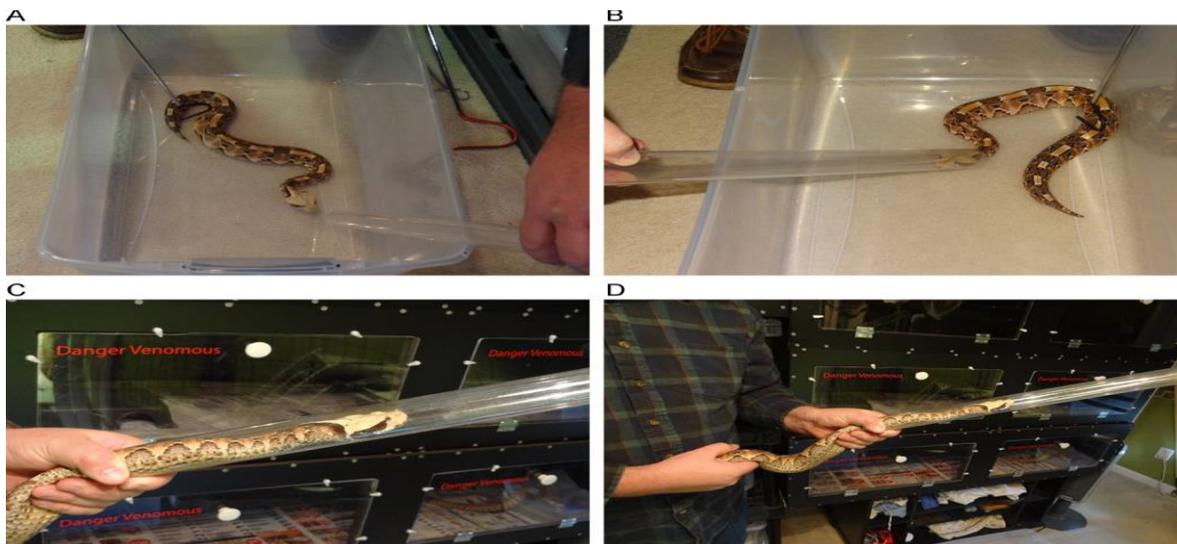


Figura 65. Técnica adecuada para entubar una serpiente. (A) El tubo se sostiene frente a la serpiente y se usa un gancho para guiar a la serpiente hacia adelante. (B) La serpiente es guiada dentro del tubo. (C) Una vez que la serpiente está dentro del tubo, el tubo y la serpiente se agarran juntos. (D) Se usa otra mano para sostener el resto del cuerpo de la serpiente (Wilkinson, 2014).

3.4 Administración de Fármacos

La mayoría de las inyecciones se administran por vía intramuscular en los grandes músculos supraespinales, localizados paralelos a la columna vertebral. También se puede utilizar la vía subcutánea pero algunos fármacos como la enrofloxacin o la ketamina, son irritantes y pueden causar abscesos estériles. También existe una absorción más lenta a partir de tejido subcutáneo, lo que puede afectar a la distribución del fármaco al principio de su acción terapéutica. Los mejores sitios para administrar inyecciones intravenosas son el corazón y la vena coccígea (Raiti, 2012).

3.5 Anestesia Clínica

La preparación de las serpientes antes de la anestesia debe incluir la recopilación de una historia completa, la exploración clínica, una determinación precisa del peso y análisis hematológicos y bioquímicos plasmáticos. Durante la anestesia se puede conseguir la estabilización fisiológica proporcionando una hidratación adecuada, una temperatura corporal correcta y un intercambio pulmonar eficaz (Raiti, 2012).

La fluidoterapia se debe iniciar antes de la anestesia, y es probable que las serpientes en malas condiciones necesiten también apoyo nutricional. Las serpientes grandes o venenosas pueden requerir sedación o anestesia inyectable para facilitar la manipulación o la inducción con anestésicos inhalantes (Hernandez y Divers, 2010).

Antes de la fluidoterapia, es esencial que el paciente reptiliano se caliente a la temperatura corporal óptima preferida de la especie. Esto asegura la función adecuada del órgano, así como la absorción y distribución efectiva de fluidos. La fluidoterapia debería restablecer un volumen de fluido circulante normal y, para la mayoría de los pacientes reptilianos, está indicada la administración de una solución equilibrada de electrolitos (Schumacher, 2008).

3.5.1 Pre anestesia

Hay que tener en cuenta tanto las diferencias anatómicas de estos animales, como las diferencias fisiológicas. Por su vital importancia, recordar que la temperatura a la que debe realizarse la anestesia será entorno a los 29°C,

asegurándonos además de que sea así ya que influirá en la duración y profundidad de la anestesia, así como en la recuperación (las temperaturas bajas pueden enlentecer su recuperación, mientras las elevadas pueden acelerarla aunque tampoco se recomienda como método). La preparación de las serpientes antes de una anestesia debe incluir una historia clínica, es de vital importancia y nos da gran cantidad de datos de modo sencillo; exploración, teniendo en cuenta sobre todo un manejo adecuado en el que sometamos al menor estrés posible al animal, ya que esto influye en el grado de relajación muscular y en algunos procesos se requiere que sea elevado (mantener siempre sujeta y vigilada la cabeza y dejar que el cuerpo se enrosque en torno a nuestro brazo); determinación del peso, necesario no solo para el cálculo de la dosis de anestésico aplicada sino también para conocer la cantidad de fluidos que han de ser administrados en caso de necesitar fluidoterapia (tanto en la etapa preoperatoria al encontrar un animal deshidratado; como en la postoperatoria por pérdida de fluidos o tras el uso de un anestésico de larga recuperación como es la ketamina); análisis hematológicos y bioquímicos, para diagnosticar posibles patologías y conocer el estado de coagulación; y por último el ayuno que debe ser de 96 horas, es muy importante este dato ya que es superior al realizado en animales domésticos (Trancón, *et al.*, 2008).

Conviene evitar la anestesia general en una serpiente con el estómago lleno, ya que es más probable que los pulmones puedan comprimirse debido a la ingesta y la regurgitación. En las serpientes de un tamaño pequeño o mediano, un ayuno de 3-4 días es suficiente para digerir la última comida, pero las serpientes más grandes necesitaran un periodo de 1-2 semanas (Hernández y Divers, 2010).

3.5.2 Sedación

El propofol es un anestésico de duración muy corta, es ideal para la realización de técnicas diagnósticas como radiografías, biopsias cutáneas, lavados pulmonares y para debridar abscesos; también se puede utilizar para facilitar la intubación y la inducción con anestesia gaseosa. Se pueden utilizar sedantes disociativos como la ketamina o la tiletamina como zolacepam si no se puede administrar propofol (Raiti, 2012).

Tabla 11. Opciones de sedación (Raiti, 2012).

| | Propofol | Disociativos (tiletamina, ketamina) |
|-----------------------|---|--|
| Administración | Intravenosa, intracardiaca. | Intramuscular. |
| Ventajas y utilidades | Para técnicas que duran < 20 minutos. Inducción y recuperación rápidas. | Tiempo de inducción 30-45 minutos. Aumentan la frecuencia cardiaca y la presión sanguínea. |
| Desventajas | Causa bradicardia. Apnea. | Tiempo de recuperación largo (hasta varias horas, dependiendo |

Como anestésicos disociativos se usa la Ketamina o la Tiletamina: La Ketamina (dosis = 20-100 mg/Kg.) cuya ventaja es que es eficaz si se administra por vía subcutánea, intramuscular o intravenosa. Se aconseja empezar con dosis inferiores a 30 mg/kg y a continuación ir incrementándolas en intervalos de 20-30 minutos, hasta obtener el estado deseado de anestesia. Las dosis menores a 50 mg/kg normalmente producen tranquilización o una ligera anestesia, mientras que las dosis por encima de 50 mg/kg provocan resultados satisfactorios para la cirugía. Está contraindicado en reptiles debilitados o deshidratados, especialmente aquellos con daño hepático o renal. El otro gran inconveniente de la ketamina es que el período de recuperación es proporcional a la dosis utilizada, por lo que con dosis muy altas, como de 100 mg/kg, la recuperación puede durar varios días. Tras la recuperación se han descrito casos en los que la ketamina ha provocado agresividad permanente. La Tiletamina (dosis = 15-30 mg/Kg. vía intraperitoneal) actúa de manera muy semejante a la ketamina, aunque se requieren dosis más pequeñas, aunque presenta como principal efecto adverso su capacidad convulsiva (Trancón, *et al.*, 2008).

3.5.3 Inducción Anestésica y Mantenimiento

Se pueden utilizar preanestésicos inyectables como el propofol o los sedantes disociativos para facilitar la intubación y la inducción. Es más seguro sedar a las serpientes debilitadas haciendo la inducción con isoflurano mediante una mascarilla. El veterinario clínico tiene que emplear los juicios clínicos adecuados para decidir cuándo realizar la inducción con isoflurano. El isoflurano se considera el agente anestésico gaseoso de elección debido a su rapidez de inducción y recuperación. No sensibiliza el miocardio a las catecolaminas circulantes y proporciona una excelente relajación muscular (Raiti, 2012).

El Sevoflurano, es un metil etil éter halogenado. En ciertas ocasiones ha llegado a provocar daño hepático provocado no directamente por él sino por los metabolitos que da lugar. Apenas causa depresión cardiovascular, sin embargo causa una marcada depresión respiratoria e hipoxia. Su ventaja con respecto al isoflurano es que la inducción a la anestesia es más rápida (Trancón, *et al.*, 2008).

El propofol también puede utilizarse para mantener la anestesia por infusión a ritmo constante o con bolos intermitentes. Las serpientes pueden ser inducidas con agentes inhalantes en una cámara de inducción o con tubos de plástico. Todos los reptiles deben necesitar durante la anestesia ventilación asistida, ya sea en forma manual o mecánica, dado que la respiración espontánea es controlada por el movimiento muscular y éste cesa con la anestesia general. Los pulmones de los reptiles son más frágiles que los de los mamíferos. La ventilación asistida no debe exceder los 20 cm de H₂O para evitar la rotura pulmonar (Hernández y Divers, 2010).

El plano de anestesia quirúrgica se puede determinar por la desaparición de varios reflejos, como el reflejo de enderezamiento, el reflejo de retirada al pellizcar la cola y el reflejo de retracción de lengua (Raiti. 2012)



Figura 66. Administración de propofol vía EV en la vena de la cola. Proporciona una inducción rápida, anestesia quirúrgica durante 20-30 minutos y recuperaciones rápidas (Hernández y Divers, 2010).



Figura 67. Las serpientes pequeñas pueden ser inducidas colocándolas en una pequeña bolsa sellada con isoflurano al 5% y O₂ en un ambiente húmedo durante 5-15 minutos, hasta que se pierda el reflejo de enderezamiento (Hernández y Divers, 2010).



Figura 68. Pitón real (*Python regius*) durante la inducción con anestésicos inhalantes en una cámara para suministro de gas (Hernández y Divers, 2010).



Figura 69. Máscaras faciales para la anestesia inhalatoria (Trancón, *et al.*, 2008).



Figura 70. Se recomienda pegar con cinta adhesiva toda la cabeza a la mesa de cirugía para evitar que el tubo endotraqueal se mueva de manera accidental durante los procedimientos quirúrgicos (Hernández y Divers, 2010).

3.5.4 Monitoreo Anestésico

Es muy recomendable la monitorización cardiaca utilizando electrocardiogramas, Doppler para determinar el flujo sanguíneo o pulsioxímetros. El pulso normal se tiene que encontrar dentro de un intervalo de 20-40 latidos por minuto, dependiendo del tamaño de la serpiente (los individuos más pequeños tienen frecuencias cardiacas más elevadas). Se recomienda la aplicación de presión de ventilación positiva con una frecuencia de una respiración cada 15 segundos (Raiti, 2012).

El dispositivo de monitoreo más útil durante la cirugía es un detector de flujo Doppler colocado a la altura del corazón o de la arteria coccígea (Hernández y Divers, 2010).



Figura 71. Monitoreo anestésico mediante una sonda Doppler colocada directamente a la altura del corazón en una Pitón real (Hernández y Divers, 2010).

3.5.5 Recuperación Posoperatoria

La recuperación posoperatoria (así como la inducción y el mantenimiento de la anestesia) debe llevarse a cabo a la temperatura corporal óptima preferida por la serpiente. En la mayoría de los reptiles, el estímulo para respirar surge de las bajas concentraciones de oxígeno, por lo que se recuperan más rápido al respirar aire ambiental. Sin embargo, en ese caso la serpiente puede requerir apoyo ventilatorio; se puede emplear una bolsa de resucitación de ambulancia pediátrica para suministrar aire ambiental. Las recuperaciones pueden llevar de 10 minutos a varias horas, y la respiración puede ser estimulada mediante el movimiento del cuerpo o pinchando la cola. En una serpiente que está dolorida es posible ver una posición corporal anormal (por ej., que adopte forma de “S”), anorexia, mayor agresión, depresión y aumento de la frecuencia respiratoria. La anestesia local puede ser buena alternativa a la anestesia general para procedimientos menores o como analgesia complementaria para procedimientos mayores (Hernández y Divers, 2010).

IV. Conclusión

Es necesario tener un conocimiento básico sobre el cuidado y el mantenimiento en cautiverio de los reptiles que se mantienen comúnmente como mascotas, para poder atender y aconsejar al cliente, es importante dar al animal un ambiente lo más parecido a su entorno natural.

Algunas de las especies que comúnmente nos van a llegar a la consulta son del genero Squamata (Serpientes y Saurios) y los Quelonios (Tortugas de agua, tierra y semiacuáticas). Por lo general la mayoría de los Reptiles que llegan a la consulta se les tendrá que aplicar anestesia, ya sea para toma de muestras, estudios de imageneología o algún procedimiento quirúrgico a causa de una deficiencia en su mantenimiento.

La mayoría de los autores citados coinciden en que lo mejor para una anestesia segura es una inducción anestésica ya sea con un agente inyectable como propofol EV o Ketamina IM en combinación con midazolam para posteriormente entubar y mantener la anestesia con un agente inhalado como Isoflurano o sevoflurano, y siempre debe ser acompañado por ventilación asistida, esto nos dará como resultado un control del plano quirúrgico deseado y una recuperación controlada y deseada.

V. Literatura Citada

1. David Perpiñán, Sonia M. Hernández, Stephen J. Divers. (2010). Atlas de medicina de animales exóticos capítulo 6. Lagartos (2) (p. 153-194).
2. Darryl Heard, Greg Fleming, Brad Lock, Elliott Jacobson. (2012). Manual de animales exóticos capítulo 19 Saurios (cuarta edición) (p. 317-342).
3. Sharon Redrobe, Roger J. Wilkinson. (2012). Manual de animales exóticos capítulo 17 Anatomía y diagnóstico por imagen en reptiles y anfibios (cuarta edición) (p. 275-295).
4. Sonia M. Hernández, Stephen J. Divers. (2010) Atlas de medicina de animales exóticos capítulo 5. Serpientes (segunda edición) (p.121-152).
5. Paul Raiti. (2012). Manual de animales exóticos capítulo 20 Serpientes (cuarta edición) (p. 343-365).
6. Sonia M. Hernández, J. Divers. (2010). Atlas de medicina de animales exóticos capítulo 7. Quelonios (2) (p.195- 232).
7. Stuart D.J McArthur, Roger J. Wilkinson, Michelle G. Barrows. (2012). Manual de animales exóticos capítulo 18 Tortugas terrestres y acuáticas (cuarta edición) (p. 296-315).
8. Juergen Schumacher, Robert L. Toal. (2001). Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, Vol 10, No 4 Advanced Radiography and Ultrasonography in Reptiles (p. 162- 168).
9. Paul M. Gibbons. (2014). Journal of Exotic Pet Medicine 23 Topics in medicine and surgery: Advances in reptile clinical therapeutics (p. 21-38)
10. Mads F Bertelsen, Cathrine D Sauer. (2011). Veterinary Anaesthesia and Analgesia: Alfaxalone anaesthesia in the green iguana (*Iguana iguana*) (p. 461-466).
11. Danielle Strahl- Heldreth, Sathya K. Chinnadurai. (2018). Ambulatory anesthesia for the exotic veterinary practitioner.
12. James E. Bogan Jr. (2018). Vet Clin Exot Anim 21 Ambulatory Emergency Medicine (p.700-716).
13. Adolf K. Mass III. (2018). Vet Clin Exot Anim 21 Ambulatory exotic and nontraditional species medicine (p. 530-536).
14. Adolf K. Mass III. (2018). Vet Clin Exot Anim 21 Ambulatory exotic animal medicine legal issues (p. 552- 562).
15. David Hannon. (2018). Vet Clin Exot Anim 21 Ambulatory Zoo practice (pp. 686- 696).
16. Lauren E. James, Catherine JA Williams, Mads F Bertelsen, Tobias Wang. (2018). Article in press Veterinary Anesthesia and analgesia: Anaesthetic induction with alfaxalone in the ball python (*Python regius*): dose response and effect of injection site. 1-9

17. Sara Trancon Amador, Diana Ruiz Redondo, Manuel San Andres. (2008). Panorama actual del Medicamento, ISSN 0210-1394, Vol.32, N°318, Anestesia en serpientes (pp.1228).
18. Craig A.E. Mosley. (2005). Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, Vol 14, No 4, Anesthesia and analgesia in reptiles (pp. 243- 262).
19. Simon Y. Long. (2016). Vet Clin Exot Anim 19 Approach to Reptile Emergency Medicine (pp. 567- 590).
20. Dorcas P. O'Rourke, Kvin Lertpiriyapong. (2015). Laboratory Animal Medicine, Third Edition Chapter 19 Biology and Diseases of Reptiles (pp.967- 1005).
21. Lesa Longley. (2008). Anesthesia of exotic pets Chapter 12 Reptile anesthesia (pp.185- 208).
22. Dorcas P. O'Rourke, Audrey L. Jenkins. (2008). ANESTHESIA AND ANALGESIA IN LABORATORY ANIMALS, 2ND EDITION Chapter 19 Anesthesia and Analgesia in Reptiles (pp. 501- 509).
23. Craig Mosley. (2015). Handbook of Veterinary Pain Management Chapter 27 Reptile specific considerations (pp 555- 564).
24. Kurt K. Sladky, Christoph Mans. (2012). Journal of Exotic Pet Medicine 21 Topics in Medicine and Surgery Clinical Analgesia in Reptiles (pp. 158-167).
25. Kurt K. Sladky, Christoph Mans. (2012). Journal of Exotic Pet Medicine 21 Topics in Medicine and Surgery Clinical Anesthesia in Reptiles (pp. 17-31).
26. Miguel D. Saggese. (2009). Journal of Exotic Pet Medicine, Vol 18, No 2 Clinical Approach to the Anemic Reptile (pp.98-111).
27. Craig Mosley. (2015). Handbook of Veterinary Pain Management Chapter 25 Clinical Approaches to Analgesia in Reptiles (pp. 481- 490).
28. Stephen J. Divers. (1999). PHYSICAL EXAMINATION AND PREVENTIVE MEDICINE volume 2 CLINICAL EVALUATION OF REPTILES (pp.291-330).
29. Teresa A. Bradley. (2005). Vet Clin Exot Anim 8 Equipping the Reptile Practice (pp. 438- 457).
30. Tatiana H Ferreira, Christoph Mans. (2018). Article in Press Veterinary Anaesthesia and Analgesia: Evaluation of neuraxial anesthesia in bearded dragons (*Pogona vitticeps*) (pp. 1-8).
31. Mark A. Mitchell. (2017). Vet Clin Exot Anim 20 Evidence- Based Advances in Reptile Medicine (pp. 857–870)
32. Gregory J. Fleming. (2012). Conditioning and Behavioral Training in Reptiles Chapter 27 Behavioral Training of Reptiles for Medical Procedures (pp. 128-132).
33. JÜRGEN SCHUMACHER. (2008). Reptile medicine and surgery Chapter 20 Fluid Therapy in Reptiles (pp. 160- 164).
34. Stacey Leonatti Wilkinson. (2014). Journal of Exotic Pet Medicine 23 Guide to Venomous Reptiles in Veterinary Practice (pp. 337–346)

35. Katie Stromsland, Laura M. Zimmenman. (2017). Reference Module in Life Sciences Reptile Immunology (pp. 1-5).
36. Manuel Morici, Marco Di Giuseppe, Filippo Spadola, Matteo Oliveri, Zora Knotkova, Zdenek Knotek. (2017). INTRAVENOUS ALFAXALONE ANAESTHESIA IN LEOPARD GECKOS (EUBLEPHARIS MACULARIUS).
37. Carlos A. Purón Guzmeli, Gustavo Sosa Rodríguez, Heberto A. Domínguez López, Etiam Pérez Fleitas, Leiter Guerra Marchena, Roberto Ramos Targarona, Dra. Maylin Soca Pérez, Dr. Alexei Cabrera García, Dr. Víctor M. Rodríguez Sosa. (2014). Efectividad de la Ketamina como anestésico general en ejemplares jóvenes de *Crocodylus rhombifer*.
38. Dario d'Ovidio, Chiara Adami. (2019). Vet Clin Exot Anim 22 Locoregional Anesthesia in Exotic Pets (pp. 301–314).
39. Paolo Monticelli, Hayley L Ronaldson, John R Hutchinson, Andrew R Cuff, Dario d'Ovidio, Chiara Adami. (2018). Article in Press Veterinary Anaesthesia and Analgesia Medetomidine- Ketamine- Sevoflurane anaesthesia in juvenile Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) undergoing experimental surgery.
40. Mark A. Mitchell. (2009). Manual of Exotic Pet Practice Chapter 7 Snakes (pp. 136-160).
41. Mark A. Mitchell. (2009). Manual of Exotic Pet Practice Chapter 1 Preparing your hospital for exotic pets (pp.4-9).
42. Jeanette Wyneken. (2009). Vet Clin Exot Anim 12 Normal Reptile Heart Morphology and Function (pp.51-63).
43. Ryan S. De Voe. (2014). Vet Clin Exot Anim 17 Nutritional Support of Reptile Patients (pp. 249- 261).
44. Jane Christman, Mitchael Devau, Heather Wilson- Robles, Sharman Hoppes, Raquel Rech, Karen E. Russell, J. Jill Heatley. (2017). Vet Clin Exot Anim 20 Oncology of Reptiles Diseases, Diagnosis, and Treatment (pp. 87-110).
45. Peter M. DiGeronimo. (2019). Vet Clin Exot Anim 22 Orthopedics in Reptiles and Amphibians (pp. 285. 300).
46. Sean M. Perry. (2018). Vet Clin Exot Anim 21 Pain and its Control in Reptiles (pp. 1-16).
47. Craig Mosley. (2011). Vet Clin Exot Anim 14 Pain and Nociception in Reptiles (pp. 45-60).
48. Zdenek Knotek, Vladimir Jekl. (2015). Vet Clin Exot Anim Pulmonoscopy of Snakes (pp.1-12).
49. Kurt K. Sladky. (2014). Reptile and Amphibian Medicine and Surgery (Third Edition) Chapter 60 Reptile and Amphibian Analgesia (pp. 421-431).
50. Darryl J. Heard. (2001). VETERINARY CLINICS OF NORTH AMERICA: EXOTIC ANIMAL PRACTICE: REPTILE ANESTHESIA (pp. 83-115).

51. R. Avery Bennett. (1998). *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 7, No 1 Reptile Anesthesia (pp 30-40).
52. Jorg Mayer, Teresa Bradley Bays. (2006). *Exotic Pet Behavior Chapter 3 Reptile Behavior*.
53. Marja J.L Kik, Mark A. Mitchell. (2005). *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 14, No 1 Reptile Cardiology: A review of Anatomy and Physiology, Diagnostic Approaches, and Clinical Disease (pp. 52–60)
54. Mark A. Mitchell. (2009). *Vet Clin Exot Anim* 12 Reptile Cardiology (pp. 65-79)
55. Meera Kumar Music, Anneliese Strunk. (2016). *Vet Clin Exot Anim* 19 Reptile Critical Care and Common Emergencies (pp.591-612).
56. Stephen J. Divers. (2010). *Vet Clin Exot Anim* 13 Reptile Diagnostic Endoscopy and Endosurgery (pp. 217-242).
57. Jean A. Paré. (2010). *Vet Clin Exot Anim* 13 Reptile Geriatrics (pp. 15-25).
58. Aidan Raftery. (2011). *Journal of Exotic Pet Medicine*, Vol 20, No 2 Reptile Orthopedic Medicine and Surgery (pp. 107- 116).
59. Nicola Di Girolamo, Christoph Mans. (2016). *Vet Clin Exot Anim* 19 Reptile Soft Tissue Surgery (pp.97-131).
60. Bradley J. Waffa, Richard S. Funk. (2018). *Vet Clin Exot Anim* 21 Reptilian and Amphibian Ambulatory Practice (pp.623-633).
61. Jurgen Schumacher. (2011). *Vet Clin Exot Anim* 14 Respiratory Medicine of Reptiles (pp. 207-224).
62. Erica Mede. (2018). *Vet Clin Exot Anim* 21 The veterinary Technician in Ambulatory Exotic Animal Medicine (pp. 563- 578).
63. Olivia A. Petriz. (2018). *Vet Clin Exot Anim* 21 Therapeutic Contraindications in Exotic Pets (pp. 327–340).