

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS  
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**



**“Protocolos anestésicos en animales de compañía no convencionales (reptiles, aves, roedores y conejos)”.**

**POR**

**KARLA CRISTINA SANDOVAL BARRERA**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO 2026**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS  
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**



**“Protocolos anestésicos en animales de compañía no convencionales (reptiles, aves, roedores y conejos)”.**

**POR**

**KARLA CRISTINA SANDOVAL BARRERA**

**DOCUMENTO FINAL DEL CURSO DE ESPECIALIZACIÓN PRESENTADO  
COMO REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE LICENCIATURA EN  
MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, MARZO 2026**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**RECTOR:**

M.Sc. Ing. Juan Rosa Quintanilla

**Secretario general:**

Lic. Pedro Rosalio Escobar Castaneda

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS**

**Decano:**

Ing. Agr. MAECE. Nelson Bernabé Granados Alvarado

**Secretario**

Ing. Agr. M.Sc. Edgar Geovany Reyes Melara

**Jefa del Departamento de Medicina Veterinaria**

---

MVZ. MSP. María José Vargas Artiga

**Docentes directores**

---

MVZ. Andrea María Chinchilla Magaña

**Tribunal calificador**

---

MVZ. Andrea María Chinchilla Magaña

---

MVZ. Fernando Javier Flores Alvarenga

---

MVZ. María José Alvarado Renderos

**Coordinador de procesos de grado del Departamento Medicina Veterinaria**

---

MVZ. Fernando Javier Flores Alvarenga

## **AGRADECIMIENTOS**

Primeramente, darle gracias a Dios por culminar mi curso de especialización, por darme salud y por guiarme en el camino.

A mi madre quien siempre estuvo en el camino dándome su apoyo y asegurándose que perseverara en mis metas.

Agradezco a mi asesora MVZ. María Andrea Chinchilla por su dedicación, paciencia y guía para que este trabajo pudiera ser presentado, agradezco también al MVZ. Manuel Alberto Cortez por compartir sus conocimientos a lo largo del curso de especialización los cuales fueron importantes a la hora de presentar mi proyecto.

Finalmente, a todos los/las docentes de la Facultad de Ciencias Agronómicas, les presento mi gratitud por distribuir sus conocimientos, sus enseñanzas, ya que han sido la base de mi formación profesional.

Karla Cristina Sandoval Barrera

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a mi madre, pilar fundamental en mi vida, cuyo amor incondicional, guía y sacrificio ha sido mi mayor inspiración. Gracias por creer siempre en mí y por impulsarme a siempre seguir mis sueños y metas. A mi familia y amigos, quienes han sido un refugio y apoyo constante, por celebrar conmigo cada logro y sostenerme en los momentos difíciles. Este logro también es suyo

Karla Cristina Sandoval Barrera

## **RESUMEN**

La sedación y la anestesia de animales de compañía no convencionales son inherentemente desafiantes, necesitando protocolos anestésicos especializados para cada caso con el objetivo de facilitar la mejor atención a los pacientes, es deber del médico veterinario seleccionar el medicamento adecuado para cada caso individualizado seleccionando un adecuado anestésico, analgésico y fármaco de emergencia dependiendo de la especie, basado en el conocimiento de la fisiología única de cada una para garantizar la seguridad del paciente.

### **Palabras claves:**

Anestesia, Sedación, Analgesia, Reptiles, Conejo, Roedor.

### **Abstract**

Sedation and anesthesia of non-conventional companion animals are inherently challenging, requiring specialized anesthetic protocols for each case in order to facilitate the best care for patients. It is the veterinarian's duty to select the appropriate medication for each individual case, selecting an appropriate anesthetic, analgesic, and emergency drug depending on the species, based on knowledge of each one's unique physiology to ensure patient safety.

### **Keywords:**

Anesthesia, Sedation, Analgesia, Reptiles, Rabbit, Rodent.

## INDICE DE CONTENIDO

1. Introducción.....	1
2. Objetivos.....	2
3. Marco Teórico.....	3
3.1 Reptiles.....	3
3.1.1 Serpientes.....	3
3.1.2 Lagartos.....	5
3.1.3 Quelonios.....	6
3.2 Aves.....	9
3.3 Roedores.....	10
3.4 Conejos.....	10
4. Metodología.....	12
5. Análisis de resultados.....	14
6. Conclusiones.....	19
7. Recomendaciones.....	20
8. Bibliografía.....	21
9. Anexos.....	22

## ANEXOS

A-1, Cuadro 1 Fármacos anestésicos sugeridos en serpientes.....	22
A-2, Cuadro 2 Fármacos de emergencia utilizados en serpientes .....	23
A-3, Cuadro 3 Analgésicos utilizados en serpientes .....	23
A-4, Cuadro 4 Fármacos anestésicos sugeridos en lagartos .....	23
A-5, Cuadro 5 Fármacos de emergencia utilizados en lagartos .....	25
A-6, Cuadro 6 Analgésicos utilizados en lagartos .....	25
A-7, Cuadro 7 Fármacos anestésicos sugeridos en quelonios.....	26
A-8, Cuadro 8 Fármacos de emergencia utilizados en quelonios.....	27
A-9, Cuadro 9 Analgésicos utilizados en quelonios.....	28
A-10, Cuadro 10 Fármacos anestésicos sugeridos en Aves .....	28
A-11, Cuadro 11 Fármacos de emergencia utilizados en aves .....	30
A-12, Cuadro 12 Analgésicos utilizados en aves .....	30
A-13, Cuadro 13 Fármacos anestésicos sugeridos en Roedores.....	31
A-14, Cuadro 14 Fármacos de emergencia utilizados en roedores.....	32
A-15, Cuadro 15 Analgésicos utilizados en roedores .....	32
A-16, Cuadro 16 Fármacos anestésicos sugeridos en Conejos .....	33
A-17, Cuadro 17 Fármacos de emergencia utilizados en conejos.....	33
A-18, Cuadro 18 Analgésicos utilizados en conejos.....	33

## INDICE DE FIGURAS

Ilustración 1: Uso de mascarilla en roedor .....	15
Ilustración 2: Prolapso de cloaca en paciente Quelonio .....	15
Ilustración 3 Uso de mascarilla en lagomorfo.....	16
Ilustración 4 Enucleación en paciente Roedor .....	16
Ilustración 5: Uso de mascarilla en periquito australiano.....	17
Ilustración 6: Paciente lagomorfo postquirúrgico de otectomia.....	17

## 1. Introducción

La medicina veterinaria ha experimentado un notable avance en las últimas décadas, ampliando su alcance más allá de las especies domésticas tradicionales para incluir una diversidad creciente de animales de compañía no convencionales. Estos, que abarcan desde reptiles y aves hasta pequeños mamíferos exóticos, roedores, entre otros, son cada vez más populares como mascotas o forman parte de programas de zootecnia. Sin embargo, su manejo veterinario, y en particular la aplicación de protocolos anestésicos, presentan desafíos para el médico veterinario. A diferencia de perros y gatos, la fisiología, anatomía y metabolismo de los animales no convencionales varían drásticamente entre especies, lo que impacta directamente en su respuesta a los fármacos anestésicos y analgésicos. Un protocolo anestésico seguro y efectivo en una especie puede ser ineficaz o incluso letal en otra. Las diferencias en la tasa metabólica, la termorregulación, la función respiratoria y cardiovascular, y las vías de eliminación de fármacos exigen un conocimiento profundo y una adaptación constante de las técnicas anestésicas. Además, la disponibilidad limitada de fármacos específicamente aprobados para estas especies en el país, y las dificultades inherentes al monitoreo anestésico debido a su tamaño, anatomía o comportamiento, complican aún más el instaurar un protocolo anestésico adecuado para estas especies.

Este trabajo de investigación aborda la necesidad de estandarizar y mejorar el manejo anestésico en este amplio espectro de pacientes, planteando como objetivo general describir los protocolos anestésicos más seguros y efectivos para diferentes especies de animales no convencionales, con el fin de optimizar el manejo del dolor y reducir los riesgos asociados a los procedimientos quirúrgicos o diagnósticos. La correcta aplicación de estos protocolos es vital, considerando que, en muchos casos, la información farmacológica debe ser cuidadosamente extrapolada y adaptada a cada especie.

## **2. Objetivos**

### **2.1 Objetivo General**

Describir los protocolos anestésicos más seguros y efectivos para diferentes especies de animales de compañía no convencionales, con el fin de optimizar el manejo del dolor y reducir los riesgos asociados a los procedimientos quirúrgicos o diagnósticos en estas especies.

### **2.2 Objetivos específicos**

Recopilar la literatura científica consultada sobre los fármacos anestésicos, sedantes y analgésicos más utilizados en cada especie de animales no convencionales.

Describir los diferentes métodos de inducción y mantenimiento anestésico aplicables a las especies estudiadas, incluyendo dosis y vías de administración.

Identificar las complicaciones más comunes asociadas a la anestesia en animales de compañía no convencionales.

### **3. Marco Teórico**

#### **3.1 Reptiles**

Los reptiles se han popularizado recientemente como mascotas, lo que los hace una mascota cada vez más frecuente en la clínica diaria, por lo que el médico veterinario que se encargue de la revisión y sedación de dichos pacientes deberá estar bien informado de todos los procesos que conlleva realizar una correcta sedación y anestesia en los pacientes reptiles. Por lo cual es importante comenzar con una buena revisión del paciente antes de someterlo a cualquier proceso que implique su sedación o una anestesia general.

Es importante que posteriormente a la revisión del paciente se haga la selección adecuada de los fármacos que se van a utilizar dependiendo del caso, por ejemplo: se seleccionaran fármacos analgésicos adecuados dependiendo del grado de dolor al que se planea someter al paciente, y en base al estado del paciente al momento de su revisión, también hay que recordar que todos los reptiles deben tener una temperatura adecuada antes, durante y después de someterlos a cualquier tipo de anestesia, y que los anestésicos gaseosos pueden tener una utilidad limitada, utilizados como fármacos de inducción, debido a la tolerancia a la hipoxia y los reflejos de inmersión fisiológicos que poseen algunos reptiles, como por ejemplo las tortugas, en las cuales se optara por el uso de fármacos preanestésicos inyectables utilizados de manera conjunta con los fármacos gaseosos para lograr una adecuada profundización (Jepson, 2011).

##### **3.1.1 Serpientes**

El examen físico de la serpiente previo a cualquier procedimiento que conlleve la sedación o la anestesia general del paciente se realizará en dos partes, en la primera parte de este se evaluará la actividad del paciente en un ambiente controlado en el cual él pueda estar suelto y sin ningún tipo de estrés, y se evaluarán factores como su locomoción, su respiración, su manera de reptar, entre otros factores; posteriormente se realizará la evaluación física, como usualmente se hace en el resto de especies, comenzando desde la cabeza y prosiguiendo de manera

caudal a lo largo del cuerpo del animal. Se pueden necesitar una o más personas para sujetar a las serpientes más grandes, como las pitones o las boas, mientras se realiza la exploración y para manejar a las serpientes venenosas se requiere un equipo especializado y no deberán ser manipuladas sin este.

En el pasado los procedimientos clínicos y quirúrgicos realizados en serpientes se realizaban mediante sujeción manual o someter a este a hipotermia. Afortunadamente, se han desarrollado nuevos anestésicos que producen una anestesia segura y eficaz en serpientes. La mayor parte del conocimiento que los veterinarios tienen sobre estos agentes anestésicos se basa en mamíferos, aves y reptiles no ofidios, ya que se han realizado pocos estudios de investigación sobre anestesia con serpientes. Es por esto que, al desarrollar un plan anestésico para un paciente ofidio, los veterinarios deben familiarizarse con las necesidades fisiológicas de cada especie en particular (Mitchell, 2009).

#### **3.1.1.1 Protocolos anestésicos sugeridos**

No se recomienda el uso exclusivo de anestésicos disociativos como la ketamina, ya que si se utilizan como único fármaco anestésico tienen como desventaja su prolongado período de recuperación. Incluso con dosis bajas, las serpientes pueden requerir de 24 a 48 horas para recuperarse por completo. Se han reportado dosis de ketamina de hasta 80 mg/kg para la administración de anestesia quirúrgica; además los anestésicos disociativos no producen una relajación muscular efectiva ni proporcionan analgesia visceral, por lo que no deben utilizarse como anestésicos independientes para procedimientos muy invasivos (Mitchell, 2009).

Para garantizar un correcto plano anestésico en el animal, se deberá optar por el uso de preanestésicos combinándolos con un anestésico gaseoso como el Isoflurano, siendo este el anestésico de elección en estos pacientes, como se menciona en el Cuadro 1 (ver anexos).

#### **3.1.1.2 Fármacos de emergencia**

Los fármacos de emergencia consisten en agentes que deberán ser utilizados en el caso de tener una complicación en la anestesia de un paciente, los cuales se escogen en base a la emergencia que nos enfrentemos, y deben ser utilizados con cuidado ya que se utilizarán en momentos críticos de la anestesia, en las cuales no

se permite margen de error, como lo son cuadros de bradicardia o insuficiencia cardiorrespiratoria en el paciente, por lo que el médico veterinario deberá conocer las dosis de estos, la cuales se mencionan el Cuadro 2 (ver anexos).

### **3.1.1.3 Analgesia**

La percepción del dolor en reptiles aún es un tema de debate, sobre todo cuando se trata de pacientes ofidios, ya que sus signos de dolor no suelen ser tan evidentes como con otros pacientes que se presentan en la clínica diaria. Sin embargo, se han logrado identificar algunos de estos signos de dolor los cuales incluyen: disminución de los reflejos defensivos, apertura insistente de cavidad bucal y mordeduras del substrato, deambulación sin descanso y el aumento de la frecuencia cardiaca. En el Cuadro 3 (ver anexos) se enumeran algunos analgésicos que se pueden utilizar de manera segura en serpientes, como es el caso del meloxicam, analgésico de uso común en la clínica diaria y que en las serpientes también se ha reportado su uso. Es importante resaltar que no deben extrapolarse ni dosis ni frecuencias utilizadas en los animales domésticos, debido a la fisiología y anatomía muy particular y exclusiva de los ofidios (Tracchia, 2018).

### **3.1.2 Lagartos**

Los lagartos constituyen uno de los grupos de reptiles más diversos, los cuales se pueden adaptar a diversos ambientes, haciéndolas mascotas bastante llamativas para la población, por lo que cada vez se vuelve más habitual la visita de estos pacientes a las clínicas veterinarias, a su vez haciendo cada vez más frecuente los casos en los que se requiere una sedación o anestesia general de dichos pacientes, al igual que con las serpientes se debe de hacer una evaluación previa del paciente con intervención y sin intervención del médico veterinario.

Los animales en estado crítico deben recibir el soporte adecuado antes, durante y después del procedimiento, y si es posible una estabilización previa del animal antes de someterlo a anestesia. Un soporte adecuado del paciente puede requerir la colocación de un catéter intravenoso para la administración de líquidos, terapia con antibióticos y hasta soporte nutricional. La termorregulación es fundamental para mantener la actividad metabólica en las especies de reptiles. Los procedimientos

invasivos, especialmente aquellos que implican una celiotomía, conllevan un mayor riesgo de hipotermia. Es por esto que es importante vigilar al paciente reptil de forma rigurosa durante y después de administrar la anestesia (Mitchell, 2009).

#### **3.1.2.1 Protocolos anestésicos sugeridos:**

Se debe utilizar anestesia general para cualquier procedimiento quirúrgico mayor, haciendo uso de diversos fármacos anestésicos los cuales se enumeran en el Cuadro 4 (ver anexos), entre los cuales se destaca el Isoflurano como anestésico inhalatorio de elección el cual se podrá combinar junto el uso de algún preanestésico como lo es la ketamina, midazolam o propofol como preanestésicos, es importante remarcar que la anestesia se realizará monitoreando las constantes fisiológicas del paciente y su temperatura durante todo momento.

#### **3.1.2.2 Fármacos de emergencia**

Al igual que en las serpientes en el caso de tener una complicación en la anestesia de un paciente lagarto se utilizan fármacos de emergencia los cuales se enumeran en el Cuadro 5 (ver anexos), siempre acompañado de adecuadas técnicas de RCP y una posterior estabilización y monitorización del paciente.

#### **3.1.2.3 Analgésicos**

Como parte del plan anestésico, también se debe considerar el uso de analgésicos sistémicos y locales de los cuales se enlistan algunos en el Cuadro 6 (ver anexos). Aunque al igual que con las serpientes existen una gama de drogas utilizadas y descritas por la bibliografía que pueden ser aplicadas como analgésicos, algunas ya comprobadas; sin embargo, un gran porcentaje de estos fármacos son aún experimentales y se necesitan mayores estudios en lo referido a la farmacocinética de los mismos. La anestesia ideal combinará analgesia preventiva con premedicación inyectable para la inducción, seguida de mantenimiento con gas (Tracchia, 2018).

### **3.1.3 Quelonios**

#### **3.1.3.1 Protocolos anestésicos sugeridos**

En todos los posibles candidatos a anestesia se requiere un examen físico exhaustivo antes de someter a un animal a anestesia al igual que con el resto de

los pacientes reptiles. Se deben recomendar exámenes diagnósticos antes de la anestesia, incluyendo la determinación del hematocrito, las proteínas totales y la glucemia. Al igual que con los vertebrados superiores, todos los posibles candidatos deben ser estabilizados siempre que sea posible antes de la inducción anestésica para reducir la posibilidad de complicaciones. Una vez estabilizados, lo ideal es anestesiarse a los pacientes quelonios por la mañana para permitir su recuperación bajo supervisión directa durante el resto del día ya que como se puede ver en el Cuadro 7 (ver anexos) algunos de los anestésicos utilizados en tortugas tienen una recuperación de hasta 24 horas o más como es el caso de la ketamina (Mitchell, 2009).

Es por esta razón que el candidato a anestesia debe mantenerse a su temperatura óptima durante todo el período que dure la anestesia debido a que la farmacología de los fármacos anestésicos se ve ampliamente influenciada por la temperatura corporal del paciente o la temperatura ambiental en el que este se encuentre al momento de la sedación.

Se recomienda la intubación y la ventilación asistida en todos los procedimientos anestésicos de quelonios. La glotis es fácil de visualizar con una suave presión digital en el espacio intermandibular. La tráquea está compuesta por anillos cartilaginosos completos. Para su intubación se pueden utilizar tubos endotraqueales sin balón o catéteres uretrales acortados. Se puede aplicar lidocaína tópica en la glotis mediante el uso de un hisopo para disminuir la incidencia de laringoespasmos (Mitchell, 2009).

Una vez anestesiado, los movimientos se ven claramente disminuidos, y se debe administrar ventilación con presión positiva durante todo el procedimiento. Generalmente se recomiendan de cuatro a seis respiraciones por minuto, dependiendo del tamaño del paciente anestesiado. La posición de decúbito dorsal dificulta los movimientos ventilatorios debido a la reducción del volumen pulmonar por causa de la presión que realizan el resto de órganos, debido a lo anterior los quelonios no deben mantenerse en decúbito dorsal durante períodos prolongados (Mitchell, 2009).

Es importante mencionar que la anestesia de quelonios se describe a menudo como una tarea desafiante. Esto refleja principalmente la necesidad de dominar la anatomía, fisiología, salud y enfermedad de los quelonios. El conocimiento de los fármacos y equipos anestésicos también es vital. Sin embargo, si se tienen en cuenta todos los aspectos de la preparación y se toman las posibles precauciones, la anestesia de quelonios también puede ser extremadamente satisfactoria (Mitchell, 2009).

### **3.1.3.2 Fármacos de emergencia**

Puede ser bastante difícil evaluar la profundidad de la anestesia en este tipo de pacientes, pero siempre es importante el monitorearlos de cerca. Ni los reflejos de retracción de la cola o las extremidades, ni el reflejo de retracción de la cabeza están presentes durante un plano quirúrgico de anestesia. La pérdida del reflejo palpebral generalmente ocurre en un plano de anestesia leve, mientras que la pérdida del reflejo corneal de parpadeo y el reflejo de ventilación indican un nivel de anestesia peligrosamente profundo (Mitchell, 2009).

Debido a lo anterior es complicado evaluar la profundidad anestésica del paciente quelonio sometido a anestesia, por lo que se requiere estar preparado con el equipo adecuado para monitorear al paciente, en algunas ocasiones se recomienda el uso de Doppler para evaluar la frecuencia cardíaca del paciente. En el caso de necesitarlo se requiere tener los fármacos de emergencia adecuados a disposición los cuales se enumeran en el Cuadro 8 (ver anexos).

### **3.1.3.3 Analgésicos**

La detección de manifestaciones de dolor en estos animales constituye todo un desafío y requiere de la experiencia necesaria para conocer la etología del animal y a partir de esto, discernir los signos de dolor debido a cirugías o patologías diversas. El reconocimiento de un comportamiento anormal requiere de una cuidadosa observación de cambios conductuales que en numerosas ocasiones son muy sutiles (Tracchia, 2018). Por lo que es necesario el uso de analgésicos como opioides preoperatoriamente en pacientes cuando se prevea un procedimiento doloroso. Como el uso de la morfina la cual se especifica su dosis en el Cuadro 9.

## **3.2 Aves**

Las aves son de las especies más comunes que visitan la clínica en busca de un proceso anestésico usualmente con fines quirúrgicos, entre los procedimientos quirúrgicos más comunes se encuentran las ortopedias, normalmente debido a una fractura causada por un ataque de otro animal.

### **3.2.1 Protocolos anestésicos sugeridos**

La inmovilización química de pacientes aviares puede clasificarse en sedación, anestesia inyectable y anestesia inhalada. En raras ocasiones, o nunca, se debe sedar a un ave para realizar un examen físico de rutina o para recolectar muestras para pruebas diagnósticas, en el caso de ser necesaria la anestesia, se pueden utilizar los protocolos anestésicos sugeridos en el Cuadro 10.

Las desventajas de los anestésicos inyectables son: la imposibilidad de modificar rápidamente el efecto del fármaco en el paciente y, a menudo, los períodos de inducción y recuperación son muy largos. El período de inducción puede ser de 5 minutos, mientras que la fase de recuperación puede durar de 30 minutos a 1 hora, dependiendo de los agentes utilizados. Actualmente, es aceptable el uso de fármacos con fines sedantes, pero se desaconsejan los anestésicos inyectables cuando se dispone de productos gaseosos seguros y controlados (por ejemplo, isoflurano y sevoflurano). Se examinará al paciente para determinar su capacidad para soportar los rigores de la anestesia general. Una vez determinado que el paciente se encuentra en condiciones adecuadas para el procedimiento, se lleva a cabo la inducción. En la mayoría de los casos de anestesia general en aves, se utiliza gas isoflurano.

### **3.2.2 Fármacos de emergencia**

Los fármacos de emergencia disponibles para las aves son muy limitados enlistados en el Cuadro 11, por lo que suele ser bastante difícil el revertir una situación en la que se requiera utilizar estos fármacos, sobre todo por lo complejo que es su sistema respiratorio, cuando se presenta una baja en la frecuencia respiratoria se debe actuar rápido, de la misma forma debido al tamaño de los pacientes las técnicas de RCP no suelen ser efectivas.

### **3.2.3 Analgésicos**

Existe poca evidencia de beneficios en el uso de analgésicos en aves pequeñas, usualmente se utilizan las dosis de referencia que se han utilizado en aves grandes como lo son águilas o halcones, ya que en estos sus efectos han sido mayormente evaluados, en el Cuadro 12 se enlistan los más comunes y sus dosis.

### **3.3 Roedores**

#### **3.3.1 Protocolos anestésicos sugeridos**

Inducir y mantener la anestesia en roedores puede ser un gran desafío. Si bien existen dosis de agentes inyectables para la sedación los cuales se enlistan sus dosis en el Cuadro 13, el pequeño tamaño del roedor dificulta la respuesta a las crisis anestésicas que pueden surgir durante un procedimiento anestésico o quirúrgico. Por lo tanto, se recomiendan los agentes anestésicos inhalatorios como el isoflurano y sevoflurano para anestesiarse roedores.

Usualmente se utiliza una cámara de inducción para inducir a los pacientes, quienes se mantienen bajo anestesia gaseosa mediante una mascarilla. Si bien es posible intubar a un roedor más grande, es muy difícil en roedores pequeños, que son los que normalmente asisten a las clínicas.

#### **3.3.2 Fármacos de emergencia**

Para el RCP de roedores pequeños se suelen administrar los fármacos de emergencia enlistados en el Cuadro 14 dependiendo del caso, brindar ventilación asistida y dar aproximadamente 60 compresiones en el tórax por minuto en caso de paro respiratorio y hasta 90 compresiones por minuto en el caso de un paro cardiaco.

#### **3.3.3 Analgésicos**

La analgesia es importante para la recuperación del paciente y debe administrarse antes, durante y después de la cirugía, según los síntomas que presente el paciente y el procedimiento que se realice. El cuadro 15 muestra las dosis de analgésicos para roedores pequeños.

### **3.4 Conejos**

### **3.4.1 Protocolos anestésicos sugeridos**

Muchos veterinarios anestesian a los conejos únicamente con anestesia inhalatoria. Los conejos pueden ser inducidos mediante una mascarilla facial o una cámara de inducción. De preferencia se debe inducir a los conejos con compuestos adicionales antes de administrar compuestos inhalados, ya que relajan al animal de forma más eficaz para la intubación. Una benzodiacepina como el midazolam y un opioide se utilizan usualmente para proporcionar relajación y analgesia antes de la inducción del animal.

Otros anestésicos veterinarios de uso común como por ejemplo la ketamina y otros analgésicos también se pueden utilizar para la inducción o como anestésicos de mantenimiento y se enumera sus dosis en el Cuadro 16

Se recomienda la intubación del conejo para cualquier procedimiento que requiera anestesia general, la intubación de un animal proporciona un mayor control sobre el paciente. Los conejos que no están intubados y experimentan un paro respiratorio rara vez se recuperan. La intubación de conejos puede ser difícil, estos animales tienen cavidades orales largas y estrechas, lo que restringe la visualización directa de la laringe, sin embargo, no es imposible, usualmente se usa un tubo endotraqueal de diámetros 2.0 o 2.5 para su intubación.

### **3.4.2 Fármacos de emergencia**

Los conejos que presenten un paro respiratorio o cardíaco deben recibir tratamiento inmediato con los medicamentos de emergencia adecuados. El doxapram puede utilizarse para el paro respiratorio, mientras que la epinefrina debe administrarse durante el paro cardíaco. En el Cuadro 17 se incluye una lista de los medicamentos de emergencia de uso común y sus dosis. Los conejos tienen atropinasas, por lo que no se recomienda el uso de atropina.

### **3.4.3 Analgésicos**

También se pueden utilizar analgésicos para la inducción o como anestésicos de mantenimiento. Las dosis de estos compuestos se pueden consultar en el Cuadro 18 en el cual también se mencionan sus dosis

## **4. Metodología**

Mediante la investigación bibliográfica se realizó una recopilación, análisis y síntesis de la información ya existente sobre protocolos de anestesia en animales de compañía no convencionales, enfocándose en reptiles, roedores, aves y conejos, a través de la revisión exhaustiva de literatura especializada.

### **4.1 Descripción del estudio**

Se realizó una investigación mediante la consulta de artículos científicos, libros, capítulos de libros y manuales especializados en el manejo de especies silvestres y animales de compañía no convencionales. Una vez seleccionadas las fuentes se procedió a comparar la información, proceso en el cual se compararon y registraron los siguientes aspectos: especie animal, fármacos utilizados, dosis, vías de administración, técnicas de inducción, mantenimiento, monitoreo, analgesia, entre otros. Posteriormente la información fue clasificada por grupos de especies, para facilitar su comprensión, identificar similitudes, diferencias y tendencias en los protocolos anestésicos.

El análisis final consistió en la síntesis de estos datos para elaborar los subtemas de la investigación, destacando los protocolos más comunes y las consideraciones específicas para cada grupo animal.

### **4.2 Investigación documental**

La etapa inicial del estudio se centró en la revisión y compilación bibliográfica exhaustiva. La búsqueda de información se llevó a cabo utilizando fuentes primarias y secundarias (libros, artículos de investigación, presentaciones y congresos), empleando términos clave como: anestesia, sedación, inducción, mantenimiento y protocolos, con una diferenciación específica para cada una de las especies objeto de este estudio.

El paso siguiente consistió en el análisis riguroso de la información obtenida con el propósito de sistematizar los protocolos anestésicos (fármacos, combinaciones y dosificaciones) de uso común reportados en la bibliografía examinando su contenido, identificando patrones, tendencias y discrepancias, y evaluando su

relevancia. La finalidad de esta sistematización fue establecer una matriz de referencia que será empleada en la fase de discusión de resultados para realizar una comparación crítica entre los esquemas teóricos y las aplicaciones clínicas (dosis en casos reales).

## **5. Análisis de resultados**

La revisión de la literatura sobre protocolos anestésicos en animales de compañía no convencionales revela una gran variabilidad en las técnicas y fármacos utilizados, lo cual está directamente relacionado con las diferencias fisiológicas de cada grupo de especies. A pesar de la diversidad, se identifican tendencias y fármacos de elección que buscan optimizar la seguridad y eficacia de los procedimientos como lo es el Isoflurano, que dentro de los protocolos anestésicos analizados fue el fármaco de elección en la mayoría de los casos para asegurar la estabilidad durante la anestesia del paciente.

Como por ejemplo el MVZ Sebastian Villagran quien fue parte de un diplomado de Medicina de Animales exóticos impartida por la UST (Universidad Santo Tomás) de Chile menciona que en la anestesia de conejos el isoflurano es el anestésico ideal, sin embargo una de las combinaciones que funcionan para él son el uso combinado de Ketamina + Midazolam como preanestésicos y luego el uso de Isoflurano para la inducción del paciente, también menciona que lo ideal es que el paciente este preanestesiado antes de intentar solo realizar la anestesia solamente con gas, debido a que la colocación de una máscara de gas sin una sedación previa podría llegar a estresar al animal (Villagran, 2012).

En el mismo curso el MVZ Sebastián Crisosto V. menciona que en el caso de la anestesia en roedores la anestesia inhalatoria es de elección en esta especie, en específico el Isoflurano el cual menciona que proporciona una rápida inducción y recuperación, sin embargo, menciona que hay que tener cuidado ya que provoca depresión respiratoria, por lo que la medición de las constantes fisiológicas del paciente es fundamental (Crisosto, 2012).

Con base a los protocolos anestésicos recopilados y analizados en la investigación se presentan casos vistos en la experiencia profesional propia, en los cuales se brindará una breve historia clínica del paciente, el motivo por el que fue necesaria la sedación y el protocolo anestésico elegido para su sedación y un breve análisis en cada uno.

Paciente: Max  
Especie: Roedor  
Peso: 22 gramos  
Diagnóstico: Ataque de gato  
Fármaco: Isoflurano Dosis: 3% inducción,  
1% mantenimiento  
Meloxicam Dosis: 0.5mg/kg VO  
Lidocaína Dosis: 0.1ml Tópico  
Procedimiento: Sutura  
En este caso se realizó una sutura en el área dorsal del paciente por lo que se utilizó una anestesia general haciendo uso de Isoflurano y meloxicam de manera oral y lidocaína de manera tópica para la analgesia.  
Con base a lo que dice el autor Crisosto, 2012. Se utilizó Isoflurano como anestésico, ya que este es el anestésico inhalado de elección en esta especie, logrando un plano anestésico ideal para el procedimiento, en contraste a lo que el autor menciona que al usarlo puede causar depresión en la respiración, sin embargo, en este caso no se observa, puede ser una variante el tiempo de cirugía el cual fue bastante corto.



*Ilustración 1: Uso de mascarilla en roedor*

Paciente: Leonardo  
Especie: quelonio  
Peso: 0.5 kg  
Diagnóstico: Prolapso de cloaca  
Fármaco: Lidocaína 3 mg/kg local  
Procedimiento: Cloacopexia  
En este caso el paciente presentaba prolapso de cloaca por lo que se le realizó la reintroducción de su cloaca mediante una cloacopexia utilizando solamente lidocaína infiltrada como analgesia regional.  
Se ha aplicado el protocolo de analgesia tal cual lo menciona Carpenter, 2017, sin embargo, el autor menciona que a veces será requerida el uso de inmovilización química, a pesar de esto en este caso no



*Ilustración 2: Prolapso de cloaca en paciente Quelonio*

fue necesario debido a que el prolapso se atendió de manera rápida.

Paciente: Blue  
Especie: Lagomorfo  
Peso: 2.8 kg  
Diagnóstico: Ataque de perro y fractura expuesta de MPI  
Fármaco: Ketamina Dosis: 15 mg/kg IM  
Midazolam Dosis: 3 mg/kg IM  
Morfina Dosis: 1 mg/kg IM  
Isoflurano Dosis: 4% inducción y 2% mantenimiento  
Procedimiento: Amputación  
Tomando como referencia el protocolo anestésico que propone Carpenter, 2017 se utilizó una combinación de Ketamina + Midazolam como preanestésico para la preparación del paciente, para luego administrar Isoflurano como inductor y morfina como agente para el manejo del dolor.  
  
Como menciona Villagran, 2012 se utilizaron los agentes preanestésicos antes de administrar los agentes inhalados para evitar el estrés del paciente, lo cual fue muy efectivo y se logró el efecto deseado



*Ilustración 3 Uso de mascarilla en lagomorfo*

Paciente: Mandarina  
Especie: Roedor  
Peso: 0.5 Kg  
Diagnóstico: Ataque de perro, prolapso ocular  
Fármaco: Isoflurano Dosis: 3% inducción, 1% mantenimiento  
Meloxicam Dosis: 0.5mg/kg VO  
Procedimiento: Enucleación  
Con base a lo que dice Crisosto, 2012 se utilizó Isoflurano como único anestésico, ya que como menciona el autor es este el de elección en esta especie y considerando el tiempo intraquirúrgico se



*Ilustración 4 Enucleación en paciente Roedor*

optó por no usar otro anestésico inyectable.

Se seleccionó el Meloxicam a dosis de 0.5 mg/kg vía oral para el manejo del dolor.

Paciente: Bianca

Especie: Ave

Peso: 35 gr

Diagnóstico: Neoplasia en región dorsal, cerca de la cloaca

Fármaco: Isoflurano Dosis: 3% inducción, 2% mantenimiento

Meloxicam Dosis: 1 gota VO

Lidocaína Dosis: 0.1ml Tópico

Procedimiento: Retiro de neoplasia.

En este caso se realizó un retiro de neoplasia, se realizó una anestesia completamente de forma inhalada realizando una pre oxigenación del paciente de 15 minutos para luego usar la dosis planteada por Carpenter, 2017 utilizando 3% de isoflurano hasta lograr la inducción del paciente, para luego mantener el dial a 2% de isoflurano, realizando un manejo del dolor con meloxicam y de forma tópica con lidocaína.



Ilustración 5: Uso de mascarilla en periquito australiano

Paciente: Niño

Especie: Lagomorfo

Peso: 3.1 kg

Diagnóstico: Absceso auricular

Fármaco: Ketamina Dosis: 20 mg/kg IM

Xilazina Dosis: 3 mg/kg IM

Meloxicam Dosis: 0.2 mg/kg SC

Isoflurano Dosis: 4% inducción

y 2% mantenimiento

Procedimiento: Otectomia

En este caso se realizó una otectomia debido a un absceso auricular severo en la oreja izquierda por lo cual se procedió con una anestesia general utilizando el



Ilustración 6: Paciente lagomorfo postquirúrgico de otectomia

protocolo anestésico planteado por Carpenter, 2017 utilizando Ketamina + Xilazina como preanestésicos para realizar la preparación del paciente y su posterior inducción con Isoflurano, combinado con Meloxicam como analgésico.	
---	--

En base al análisis retrospectivo de los casos clínicos presentados se estableció que la selección del protocolo anestésico idóneo para los animales de compañía no convencionales debe ser multimodal y estrictamente individualizado. Esta decisión terapéutica es contingente a múltiples variables críticas, incluyendo la evaluación del estado físico (ASA) del paciente y la naturaleza invasiva del procedimiento diagnóstico o terapéutico a realizar. El espectro de manejo varía desde la necesidad de una sedación mínima o la administración de analgesia local, hasta la inducción y mantenimiento de una anestesia general balanceada para alcanzar un plano anestésico quirúrgico adecuado.

## 6. Conclusiones

La descripción de los distintos protocolos confirma que la clave para una anestesia exitosa en animales de compañía no convencionales no reside en una única técnica, sino en la adaptación de estas según la especie apoyándonos de una vigilancia avanzada (monitorización, termorregulación) y la implementación de un manejo del dolor proactivo, elevando así la probabilidad de éxito al realizar la anestesia.

Se estableció que el protocolo más seguro inicia con una evaluación preanestésica exhaustiva y la estabilización del paciente. Siendo una de estas la termorregulación el cual es un factor crítico, siendo vital para mantener la actividad metabólica y la correcta farmacocinética de los agentes en especial en los reptiles estudiados (serpientes, lagartos y quelonios), cuyas recuperaciones se ven gravemente afectadas por la temperatura.

Los protocolos más efectivos se basan en la combinación de fármacos usando una anestesia multimodal para evitar los riesgos asociados a la monoterapia, por ejemplo, se recomienda la combinación de preanestésicos inyectables con anestésicos gaseosos como el Isoflurano y el Sevoflurano, siendo estos últimos los agentes de elección en todas las especies, dada su mayor capacidad de control.

La complicación más universal y crítica en animales de compañía no convencionales es la insuficiencia cardiorrespiratoria (bradicardia, paro respiratorio o cardíaco), exacerbada por: La incapacidad para revertir rápidamente los efectos de la anestesia inyectable, la dificultad de monitorización o de evaluación de la profundidad anestésica (especialmente en quelonios) y la falta de soporte fisiológico básico (termorregulación). El manejo de estas complicaciones se basa en la prevención (estabilización, termorregulación, intubación) y la preparación (disponibilidad de fármacos de emergencia y equipos de monitorización avanzados).

## **7. Recomendaciones**

En base a los análisis realizados de casos clínicos presentados, se considera pertinente establecer un protocolo de anestesia multimodal adaptado a las necesidades específicas de cada especie.

La combinación de preanestésicos inyectables con anestésicos gaseosos como el Isoflurano y el Sevoflurano, siendo estos últimos los agentes de elección en todas las especies abarcadas en la investigación, dado que los analgésicos inhalados presentan una mayor capacidad de control.

Mantener una termorregulación adecuada para mantener la actividad metabólica y la correcta farmacocinética de los agentes anestésicos.

Para minimizar las complicaciones cardiorrespiratorias en animales de compañía no convencionales, es fundamental establecer un protocolo de prevención y manejo integral. Este debe incluir la evaluación preanestésica exhaustiva, la estabilización del paciente, la termorregulación adecuada, la intubación, la preparación de fármacos de emergencia y equipos de monitorización para responder de manera rápida y eficaz ante cualquier complicación.

## 8. Bibliografía

- Carpenter, J. (2017). *Exotic animal formulary* (5th ed.). Elsevier. DOI: 10.1016/C2015-0-04281-2.
- Crisosto, S. (2012). *Medicina animales exóticos*. Universidad Santo Tomás.
- Jepson, L. (2011). *Medicina de animales exóticos: Guía de referencia rápida*. Elsevier.
- Mitchell, M. y Tully T. (2009). *Manual of exotic pet practice*. Saunders Elsevier.
- Tracchia, A. (2018). *Medicina en quelonios y otros reptiles*. Fundación Azara. <https://www.fundacionazara.org.ar/img/libros/medicina-de-quelonios.pdf>
- Villagran, S. (2012). *Medicina animales exóticos*. Universidad Santo Tomás.

## 9. Anexos

A-1, Cuadro 1 Fármacos anestésicos sugeridos en serpientes

Anestésico	Dosis	Observaciones	Fuente
Ketamina	10-20 mg/kg IM	Sedación	Carpenter, 2017
	20-60 mg/kg SC, IM	Sedación/inducción (30 minutos), recuperación de 2-48 horas	Carpenter, 2017
	60-80 mg/kg IM	Anestesia ligera con serpientes; puede ser necesaria ventilación con presión positiva intermitente en dosis más altas.	Carpenter, 2017
Ketamina + Diazepam	K: 10-20 mg/kg D: 0.2-0.8 mg/kg IM	Anestesia con mejor relajación muscular	Carpenter, 2017
Propofol	5-10 mg/kg IV, intracardiaca	0,25 mg/kg/min pueden administrarse para mantenimiento con infusión.	Carpenter, 2017
Xilazina	0.1-1.25 mg/kg IM, IV		Carpenter, 2017
Isoflurano	3-5% inducción 1-3% mantenimiento	Anestésico inhalatorio de elección en reptiles; inducción de 6-20 minutos; recuperación de 30-60 minutos; no tan suave en reptiles en comparación con otros animales; se recomienda intubación y ventilación con presión positiva intermitente; se puede preanestesiarse con Propofol, ketamina, etc. en dosis bajas.	Carpenter, 2017

A-2, Cuadro 2 Fármacos de emergencia utilizados en serpientes

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Diazepam	0.5-1 mg/kg IM, IV	Convulsiones	Mitchell, 2009
Atropina	0.5 mg/kg IM, IV, IT	Bradycardia, disminución de secreciones, RCP	Mitchell, 2009
Doxapram	20 mg/kg IV, IM	Estimulante de la respiración	Mitchell, 2009
Epinefrina	0.5-1 mg/kg IV	RCP, paro cardíaco	Mitchell, 2009

A-3, Cuadro 3 Analgésicos utilizados en serpientes

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Carprofeno	1-4 mg/kg IM, VO	Eficacia no documentada, existencia nula en el país para su uso en serpientes	Carpenter, 2017
Meloxicam	0.5 mg/kg VO	Eficacia no documentada	Mitchell, 2009
Lidocaína	<5 mg/kg	analgesia local	Mitchell, 2009

A-4, Cuadro 4 Fármacos anestésicos sugeridos en lagartos

Anestésico	Dosis	Observaciones	Fuente
Ketamina	5-10 mg/kg	Disminuye la incidencia de retención de la respiración durante la inducción con cámara de oxígeno	Carpenter, 2017
	20-30 mg/kg IM	sedación en iguanas (facilita la intubación endotraqueal); preanestésico	Carpenter, 2017

Midazolam	0.5-2 mg/kg IM	Se puede utilizar como preanestésico con ketamina	Carpenter, 2017
Propofol	3-5 mg/kg IV, IO	En iguanas para intubación y procedimientos diagnósticos menores; puede ser necesario administrar una dosis adicional en 3-5 minutos; menor depresión cardiopulmonar que con dosis más altas.	Carpenter, 2017
	5-10 mg/kg IV, IO	Iguanas/dosis más altas para la inducción en procedimientos de corta duración o intubación.	Carpenter, 2017
	10 mg/kg IV, IO	0,25 mg/kg/min pueden administrarse para mantenimiento con infusión; iguanas verdes/inducción anestésica	Carpenter, 2017
Isoflurano	3-5% inducción 1-3% mantenimiento	Anestésico inhalatorio de elección en reptiles; inducción de 6-20 minutos; recuperación de 30-60 minutos; no tan suave en reptiles en comparación con otros animales; se recomienda intubación y ventilación con presión positiva intermitente; se puede preanestesiarse con	Carpenter, 2017

		Propofol, ketamina, etc. en dosis bajas.	
Xilazina	0.10-1.25 mg/kg IM, IV	Inducción anestésica (efectos variables)	Carpenter, 2017

A-5, Cuadro 5 Fármacos de emergencia utilizados en lagartos

Fármacos	Dosis	Observaciones	Fuente
Atropina	0.01-0.04 mg/kg SC, IV, IM	Bradycardia, rara vez indicado; generalmente se usa solo en bradicardia profunda o prolongada, ineficaz a esta dosis en iguanas verdes	Carpenter, 2017
Diazepam	2.5 mg/kg IM	Convulsiones	Carpenter, 2017
Doxapram	4-12 mg/kg/10 min IV, IM	RCP, estimulante respiratoria	Carpenter, 2017
Epinefrina (1:1000)	0.5-1 mg/kg IV	asistolia, RCP	Carpenter, 2017

A-6, Cuadro 6 Analgésicos utilizados en lagartos

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Flunixin meglumina	0.1-0.5 mg/kg/12-24h IM	Usar un máximo de 3 días	Carpenter, 2017
	1-2 mg/kg/24h×2 días IM	Posquirúrgico; sin evidencia de eficacia	Carpenter, 2017
Ketoprofeno	2 mg/kg/24-48 h SC, IM	En iguanas verdes	Carpenter, 2017
	2-4 mg/kg/24-48 h SC, IM		Jepson, 2011
Lidocaína	Infiltración local	Analgesia local para la mayoría de las especies; infiltrar	Carpenter, 2017

		para lograr el efecto (p. ej., 0,01 ml de lidocaína al 2 % utilizada para el bloqueo local en la colocación de catéteres IO en iguanas); a menudo se utiliza junto con la inmovilización química.	
Meloxicam	0.2 mg/Kg/24 h IV	en Iguanas verdes; sin evidencia de eficacia	Carpenter, 2017
	0.1-0.5 mg/kg/24-48 h SC, Oral		Jepson, 2011
Morfina	10 mg/kg IM	en Dragones barbudos	Carpenter, 2017
	0,05-5 mg/kg IC cada 6-8 h		Jepson, 2011
Tramadol	11 mg/kg Oral	en Dragones barbudos	Carpenter, 2017

A-7, Cuadro 7 Fármacos anestésicos sugeridos en quelonios

Anestésico	Dosis	Observaciones	Fuente
Isoflurano	5% inducción 3% mantenimiento	(igual que en lagartos y en serpientes)	Carpenter, 2017
Ketamina	10-20 mg/kg IM	Sedación	Carpenter, 2017
	20-60 mg/kg IM	Sedación; inducción de 30 min; recuperación ≥24 h; potencialmente peligroso en tortugas deshidratadas y debilitadas.	Carpenter, 2017

	60-90 mg/kg IM	anestesia ligera; inducción <30 min; recuperación de horas a días; requiere dosis más altas que la mayoría de los demás reptiles.	Carpenter, 2017
Ketamina+Midazolam	(K) 20-40 mg/kg +(Mi) ≤2 mg/kg IM	Sedación, relajación muscular	Carpenter, 2017
	(K) 60-80 mg/kg + Mi) ≤2 mg/kg IM	Anestesia, relajación muscular	Carpenter, 2017
Ketamina+Propofol	(K) 25-30 mg/kg IM+(P) 7 mg/kg IV	Administrar propofol≈70-80 min después de la ketamina; ver Propofol	Carpenter, 2017
Midazolam	1.5 mg/kg IM	Sedación en tortugas de orejas rojas; inicio de 5,5 min; duración de 82 min; recuperación de 40 min; gran variabilidad individual	Carpenter, 2017
Propofol	5-10 mg/kg IV	Se puede administrar 1 mg/kg/min para mantenimiento	Mitchell, 2009

A-8, Cuadro 8 Fármacos de emergencia utilizados en quelonios

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Atropina	0.5 mg/kg IM, IV	Bradycardia, RCP	Carpenter, 2017
Doxapram	4-12 mg/kg IM, IV	Estimulante respiratorio	Carpenter, 2017
Epinefrina	0.5-1 mg/kg IV	Paro cardiaco, RCP	Carpenter, 2017

A-9, Cuadro 9 Analgésicos utilizados en quelonios

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Lidocaína	2-5 mg/kg local	analgesia regional	Carpenter, 2017
Meloxicam	0.1-0.2 mg/kg/24 h x4-10 días VO, IM	no evidencia de eficacia	Carpenter, 2017
	0.2 mg/kg IM, IV, SC	Tortugas de orejas rojas; concentraciones plasmáticas consistentes con la eficacia terapéutica durante 48 horas por vía IM e IV	Carpenter, 2017
	0.5 mg/kg VO, IM, o 0.22 mg/kg IV	Tortugas de orejas rojas; se encontró una mejor absorción por vía IM que por vía oral; después de la administración IV, los niveles plasmáticos disminuyen rápidamente y la vida media de eliminación fue de 7,57 h.	Carpenter, 2017
Morfina	1.5-6.5 mg/kg SC, IM	Tortugas de orejas rojas (depresión respiratoria de larga duración)	Carpenter, 2017
Tramadol	5-10 mg/kg VO, SC	Dosis más altas pueden afectar la ventilación.	Carpenter, 2017

A-10, Cuadro 10 Fármacos anestésicos sugeridos en Aves

Anestésico	Dosis	Observación	Fuente
Ketamina	10-50 mg/kg SC, IM, IV	Las especies más pequeñas requieren una dosis mayor; las aves grandes tienden a	Carpenter, 2017

		recuperarse más lentamente.	
Ketamina + Midazolam	(K) 10-40 mg/kg + (M) 0.2-4 mg/kg SC, IM		Carpenter, 2017
Ketamina + Xilazina	(K) 10-30 mg/kg + (X) 2-6 mg/kg IM	aves <250 g requieren una dosis en el extremo superior del rango. A menudo esta combinación se asocia con efectos de depresión cardíacos y recuperaciones difíciles.	Carpenter, 2017
Midazolam	0.1-2 mg/kg IM, IV	La premedicación es en dosis más bajas, inicio de acción aproximadamente de 15 minutos cuando se administra por vía IM	Carpenter, 2017
Propofol	1-5 mg/kg IV	Se administra lentamente para la inducción para minimizar la apnea; se requiere intubación y ventilación con presión positiva intermitente	Carpenter, 2017
Xilazina	-	No se recomienda por sí solo para tranquilizar y rara vez se usa en aves de compañía debido a sus efectos adversos: excitación, convulsiones, bradicardia,	Carpenter, 2017

		arritmias, bradipnea, hipoxemia, hipercapnia y muerte cuando se usa solo	
Isoflurano	3%-5% inducción, 1,5%-2,5% mantenimiento	Agente anestésico inhalatorio de elección en aves; hipotensión dependiente de la dosis con todos los pacientes	Carpenter, 2017
Sevoflurano	3 ± 0.6%	Similar al isoflurano; proporciona una recuperación más rápida; menor incidencia de ataxia durante la recuperación.	Carpenter, 2017

A-11, Cuadro 11 Fármacos de emergencia utilizados en aves

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Atropina	0.04-0.1 mg/kg SC, IM, IV, IO,	Bradycardia, RCP	Carpenter, 2017
Doxapram	5-7 mg/kg IM o sublingual	Paro respiratorio	Jepson, 2011

A-12, Cuadro 12 Analgésicos utilizados en aves

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Lidocaína	1-3 mg/kg	Anestésico local	Carpenter, 2017
Ketoprofeno	1-5 mg/kg/12-24 h		Jepson, 2011
Meloxicam	0.1-0.5 mg/kg/24 h		Jepson, 2011
Morfina	0.1-3 mg/kg		Jepson, 2011

A-13, Cuadro 13 Fármacos anestésicos sugeridos en Roedores

Anestésico	Dosis	Observaciones	Fuente
Ketamina	20-40 mg/kg IM	Hámsteres, ratones y ratas. Hámsteres, sedación ligera; Sedación fuerte en dosis más altas en Hámsteres sedación fuerte a 44 mg/kg en ratones y 25-40 mg/kg en ratas	Carpenter, 2017
Ketamina + Midazolam	(K) 5-10 mg/kg + (M) 0.5-1 mg/kg IM	En conejillos de indias	Carpenter, 2017
	(K) 40 mg/kg (M) 1-2 mg/kg IM, SC	Ratas	Carpenter, 2017
Ketamina + Xilazina	(K) 20-40 mg/kg + (X) 2 mg/kg IM	En conejillos de indias proporciona una anestesia ligera	Carpenter, 2017
	(K) 80 mg/kg + (X) 5 mg/kg IM	En Hámsteres	Carpenter, 2017
Midazolam	1-2 mg/kg	Como preanestésico	Carpenter, 2017
Propofol	3-5 mg/kg IV	En conejillos de india	Carpenter, 2017
	7.5-10 mg/kg IV	En ratas	Carpenter, 2017
Xilazina	5-10 mg/kg SC, IM	Puede causar necrosis muscular cuando se administra por vía intramuscular	Carpenter, 2017
Isoflurano	2-5% inducción 0.25%-4% mantenimiento	Anestésico inhalado de elección	Carpenter, 2017

A-14, Cuadro 14 Fármacos de emergencia utilizados en roedores

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Doxapram	10mg/kg sublingual, IV, IP	En caso de paro respiratorio, (esto aumenta la demanda de oxígeno del animal)	Jepson, 2011
Epinefrina 1:10.000	0.1 mg/kg de	En caso de asistolia	Jepson, 2011
Lidocaína	1-2 mg/kg	Si hay fibrilación ventricular	Jepson, 2011

A-15, Cuadro 15 Analgésicos utilizados en roedores

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Fentanilo	0.025-0.6 mg/kg SC	En ratones	Carpenter, 2017
	0.16 mg/kg SC	En ratas	Carpenter, 2017
Flunixin meglumina	2.5 mg/kg SC	No usar en animales deshidratados	Carpenter, 2017
Ketoprofeno	1-3 mg/kg/12-24 h SC, IM	En conejillos de india	Carpenter, 2017
	5 mg/kg SC	En ratas y ratones	Carpenter, 2017
Meloxicam	0.1-0.3 mg/kg/24 h VO, SC	En conejillos de india	Carpenter, 2017
	1 mg/kg VO, SC	En ratas	Carpenter, 2017
	≥0.5 mg/kg/24 h VO, SC	En chinchillas y Hámsteres	Carpenter, 2017
	1-5 mg/kg/24 h VO, SC	En ratones	Carpenter, 2017
Morfina	2-5 mg/kg/4h SC, IM		Carpenter, 2017

A-16, Cuadro 16 Fármacos anestésicos sugeridos en Conejos

Anestésico	Dosis	Observaciones	Fuente
Isoflurano	3-5% inducción 1.5-1.75% mantenimiento	Se recomienda el uso previo de un sedante o agentes de inducción inyectable	Carpenter, 2017
Ketamina	1-10 mg/kg		Carpenter, 2017
Ketamina + Midazolam	(K) 15 mg/kg + (Mi) 3 mg/kg IM	Inducción anestésica	Carpenter, 2017
Ketamina + Xilazina	(K) 10 mg/kg + (X) 3 mg/kg IV (K) 30-40 mg/kg+(X) 3-5 mg/kg IM	Puede provocar bradicardia	Carpenter, 2017
Propofol	12.5 mg/kg IV 1 mg/kg/min	Inducción anestésica y mantenimiento	Carpenter, 2017
Sevoflurano	6-8% inducción 1-3% mantenimiento	Se recomienda el uso previo de un sedante o agentes de inducción inyectable	Carpenter, 2017

A-17, Cuadro 17 Fármacos de emergencia utilizados en conejos

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Doxapram	10mg/kg sublingual, IV, IP	En caso de paro respiratorio, (esto aumenta la demanda de oxígeno del animal)	Jepson, 2011
Epinefrina 1:10.000	0.1 mg/kg IV	En caso de asistolia	Jepson, 2011

A-18, Cuadro 18 Analgésicos utilizados en conejos

Fármaco	Dosis	Observaciones	Fuente
Flunixin meglumina	0.3-2 mg/kg/12-24 h VO, IM, IV	Usar no más de 3 días	Carpenter, 2017

Ketoprofeno	1 mg/kg/12-24 h	Dolor muscular	Carpenter, 2017
Meloxicam	0.2 mg/kg/24 h		Carpenter, 2017
Morfina	0.5-2 mg/kg/2-4 h		Carpenter, 2017
Tramadol	4.4-5 mg/kg/8 h SC, IV		Carpenter, 2017