Universidad Nacional
Escuela de Medicina Veterinaria
Facultad Ciencias de la Salud

Cuidados transquirúrgicos en animales silvestres

Modalidad: Pasantía

Trabajo Final de Graduación para optar por el Grado Académico de Licenciatura en Medicina Veterinaria

Carolina Rodríguez Guarín

Campus Presbítero Benjamín Núñez

2007

TRIBUNAL EXAMINADOR

Dr. Jorge Quirós A.
Decano

Dr. Carlos Jiménez Sánchez
Director

Dr. Mauricio Jiménez Soto
Tutor

Dr. Roberto Peña Peña
Lector

Dr. Carlos Calleja Grau
Lector

Setiembre, 2007

DEDICATORIA

A mis abuelos, Papi Oscar, Mita y Mima, porque siempre desbordaron amor y ternura, gracias a ellos hoy soy una mejor persona, su entrega y enseñanzas quedaron grabadas en mi para siempre. Gracias por haberme dado tanto, ustedes fueron mis mejores amigos.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Oscar y Stella, quienes han sabido guiarme con consejos, tolerancia y amor, han apoyado mis decisiones y han creído en mí siempre, gracias por darme la seguridad y confianza en mí misma para saber que puedo cumplir todas mis metas si me lo propongo, y a mi hermano Daniel, en quien siempre puedo contar cuando lo necesito.

A mi familia colombiatica, Yoly, Camilo, Susi, Maria y Juan, por ser incondicionales, por ser una gran compañía y un gran apoyo en mi vida, gracias por estar ahí.

A Andrés, porque sin ti mis sueños estarían incompletos, gracias por apoyarme siempre, por tu paciencia y confianza, y por nunca dejarme caer.

Al Dr. Mauricio Jiménez, por mostrarme un rumbo para mi carrera y creer en mí.

Al Dr. Carlos Sánchez y la Dra. Ellen, por compartir sus conocimientos y ser ejemplos de dedicación

Al Dr. Jorgen Schumacher, Dra. Camille Harris y Dra. Priscilla Joyner, por su apoyo y enseñanza.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA……..……..……..iii
AGRADECIMIENTOS……iv
ÍNDICE DE CONTENIDOS……...v
ÍNDICE DE FIGURAS……..vi
ÍNDICE DE ABREVIATURAS……..vii
RESUMEN……viii
ABSTRACT……ix
1. INTRODUCCIÓN……...1
1.1 Antecedentes……...1
1.2 Justificación……..12
1.3 Objetivos……...13
1.3.1 Objetivo General……...13
1.3.2 Objetivos Específicos……13
2. METODOLOGÍA……..14
2.1 Lugar de estudio……...14
2.2 Animales del estudio……14
2.3 Evaluación preanestésica……14
2.4 Inducción……..16
2.5 Mantenimiento……..……17
2.6 Monitorización……18
2.7 Recuperación……19
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN……...20
3.1 Evaluación preanestésica……25
3.2 Inducción……..27
3.3 Mantenimiento……31
3.4 Monitorización……33
3.5 Recuperación……36
4. CONCLUSIONES……37
5. RECOMENDACIONES……38

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS……39
7.ANEXOS……..44

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación de los casos evaluados en el National Zoologica Park durante noviembre del 2005, según especie y cronicidad del problema 21

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Animales admitidos al Wildlife Center de Virginia durante los meses de setiembre y octubre del 2005. 20

Figura 2. Causas más frecuentes de ingreso al hospital del Wildlife Center de Virginia durante setiembre y octubre del 2005. 23

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

WCV: Wildlife Center de Virginia

NZP: National Zoological Park

MAC: Concentración anestésica mínima

AST: Aminotransferasa aspartato

MHz: Megahertz

p.o: Per os

b.i.d: Dos veces al día

lpm: Latidos por minuto

i.m: Intramuscular

s.c: Subcutáneo

SpO2: saturación venosa de oxígeno

SaO2: saturación arterial de oxígeno

RESUMEN

El presente trabajo de graduación se llevó a cabo en el Wildlife Center de Virginia (WCV) y en el National Zoological Park (NZP), Estados Unidos. En ambos centros se evaluó el uso de anestesia para procedimientos como toma de radiografías y muestras de sangre, examen físico, rehabilitación pasiva y cirugía.

En el WCV se observó un total de 239 casos, de los cuales 102 eran aves, 116 mamíferos y 21 reptiles. Del total de aves atendidas, se usó anestesia inhalatoria en 80 casos, de los cuales en 60 fue para procedimientos diagnósticos y en 20 para cirugía. La inducción y mantenimiento fueron realizados con Isoflurano. En el caso de los reptiles, se anestesiaron 6 animales, para toma de radiografías y 4 cirugías, utilizando anestésicos inyectables para la inducción e inhalatorio para el mantenimiento. En ambas especies se usó Doppler de flujo para monitoreo de función cardiaca y ventilación positiva para asistencia en la respiración durante anestesia.

En la segunda parte de la pasantía, realizada en el NZP, se observaron 52 casos que correspondieron a 29 mamíferos, 15 aves, 6 reptiles y 2 anfibios. Se utilizó anestesia solamente en mamíferos (2 primates, 3 felinos y 1 nutria), para examen general antes de cuarentena (1 caso), chequeo anual (2 casos), gastroscopía (1 caso), y cirugía de tejidos blandos (2 casos). En todos los casos se usaron jaulas de contención para poder administrar la primera dosis de anestesia y después Isoflurano para mantenimiento. La recuperación fue realizada en jaula bajo supervisión.

ABSTRACT

This graduation project was carried out at the Wildlife Center of Virginia (WCV) and at the National Zoological Park (NZP), United States. In both institutions, the use of anesthesia was evaluated for procedures such as radiographic examination, blood collection, routine exams, physical therapy and surgery.

At the WCV a total of 239 cases were seen, 102 birds, 116 mammals and 21 reptiles. Anesthesia was used in 80 of the avian patients, of these 60 were anesthetized for diagnostic procedures and the remaining 20 were anesthetized for surgery. Isoflurane was used in every patient for induction and maintenance of anesthesia. For the reptile patients, only 6 animals were anesthetized for radiographs and 4 surgeries, using inyectable anesthetics for induction and gas for maintenance. A Doppler device was used in both species for monitoring of heart function and IVPP for respiratory assistance during anesthesia.

In the second part of the externship, at the NZP, 52 cases were seen, distributed in 29 mammals, 15 birds, 6 reptiles and 2 amphibians. Anesthesia was used only with mammals, 2 primates, 3 felines and 1 otter, for quarantine exam (1), annual checkup (2), endoscopy (1) and soft tissue surgery (2). Cages were used in all the cases for delivery of the first dose of anesthesia and then Isoflurane for maintenance. Recovery from anesthesia took place in a cage under supervision.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

La figura profesional del médico veterinario en centros de animales silvestres en cautiverio es indispensable, pues se desempeña en áreas como medicina preventiva, clínica, cirugía, bienestar animal, medicina poblacional y participa en trabajos de reproducción y nutrición (Arguedas, 2002). Además, mediante su participación, todo aquel animal silvestre de vida libre que esté enfermo y reciba atención médica podrá convertirse en un indicador de la salud ecológica. Esto es importante porque permite tener información acerca de contaminación ambiental y otros estresantes ecológicos que afectan la viabilidad de los ecosistemas y pueden conllevar a la extinción de especies animales, aparición de enfermedades emergentes, entre otros (Sleeman y Clark, 2003). Pese a considerarse como fundamental la participación del médico veterinario en la conservación de la vida silvestre, tanto en cautiverio como en vida libre, Costa Rica no cuenta con suficientes veterinarios que se especialicen en esta área (Arguedas, 2002).

La actitud hacia los animales silvestres ha cambiado radicalmente en los últimos años. Existe una preocupación por el bienestar y la conservación de las especies a las que antes se ignoraba o se consideraban molestas o peligrosas (Beynon y Cooper, 1999). En Costa Rica se han llevado a cabo acciones para proteger y conservar los recursos naturales, tales como la creación de parques nacionales, reservas forestales, refugios de vida silvestre, centros de rescate y liberación de animales (Meza y Bonilla, 1990; Hernández, 1999). Programas de reproducción en cautiverio, así como reintroducción y rescate de animales silvestres, son algunas de las medidas que los centros de rehabilitación y refugios de vida silvestre han tratado de incrementar en los últimos años, con el fin de evitar la desaparición de ciertas especies (Jiménez, 1999).

En casi todos los países neotropicales existen iniciativas de rescate de fauna silvestre, donde la mayoría de animales rescatados son producto del decomiso de animales vivos destinados principalmente al comercio de mascotas. En el amplio abanico de especies rescatadas, una proporción corresponde a especies amenazadas, aspecto a tener en cuenta

en la decisión sobre su disposición final. Por ejemplo, en los establecimientos que han sido depositarios de fauna rescatada en Costa Rica, el 29% de los individuos cautivos están en peligro de extinción y el 34% en la categoría de población reducida. Predominan entre la fauna rescatada las aves (principalmente psitácidos) y los reptiles (Drews, 2002).

En muchas ocasiones los animales decomisados o rescatados presentan heridas leves o problemas por desnutrición que requieren atención médica, reposo y un aporte energético que les ayude a recuperar sus fuerzas. Sin embargo, se presentan algunas situaciones clínicas que ameritan una intervención quirúrgica, lo cual implica a su vez el uso de anestesia (Jiménez, 2005). Asimismo, dependiendo de la especie, incluso procedimientos de rutina deben ser realizados bajo anestesia, por ejemplo tratamiento de heridas, venipuntura, examen dental, radiografías, examen físico general, entre otros (Suedmeyer, 2003). El manejo del paciente silvestre siempre debe ser cuidadoso para evitar la respuesta de estrés que puede aumentar el tono muscular, disminuir la presión sanguínea y afectar las concentraciones de oxígeno así como dióxido de carbono en sangre de forma negativa (Knotek, 2004).

La gran variedad de especies silvestres que existen representa un reto cuando se realizan procedimientos que requieren de anestesia. El propósito de la anestesia es brindar inconsciencia reversible, amnesia, analgesia e inmovilización con riesgo mínimo para el paciente (Thurmon et al., 1996). La anestesia en aves difiere en gran medida de la anestesia en carnívoros, roedores, megavertebrados, reptiles y anfibios. Existen muy pocos anestésicos aprobados para su uso en animales silvestres. Además, hay pocos protocolos de anestesia estandarizados para uso en las diversas especies presentadas al profesional que trabaja con fauna silvestre o exótica (Suedmeyer, 2003).

La anestesia es un aspecto importante y a la vez desafiante de la medicina y cirugía en aves (Gunkel y Lafortune, 2005). En la década de los 50, se pensaba que las aves, por su anatomía pulmonar única, no podrían ser anestesiadas con seguridad con anestésicos inhalatorios. Actualmente se sabe que no es así y que la anestesia inhalatoria es el método de preferencia para inducción y mantenimiento de anestesia en aves (Ludders, 2001; Gunkel y Lafortune, 2005). Sin embargo, las características anatómicas y fisiológicas únicas que poseen estas especies siempre tienen un impacto importante en la anestesia. El conocimiento y comprensión de las características del sistema cardiorrespiratorio de las

aves es importante para la adecuada selección y administración de agentes anestésicos (Gunkel y Lafortune, 2005). Por ejemplo, los pulmones de las aves son rígidos y se encuentran fijos a la pared torácica, tienen poca capacidad de expansión y por ende durante la inspiración no hay un aumento significativo de la superficie pulmonar y alveolar para el intercambio de oxígeno, como sí ocurre en mamíferos. El intercambio de oxígeno se da solamente cuando hay un flujo constante de aire, tanto en inspiración como en espiración, para lo cual es importante el papel de los sacos aéreos, que almacenan aire de forma temporal y permiten que fluya para un adecuado intercambio gaseoso en el pulmón (Echols, 2004; Ludders, 2001).

Las ventajas del uso de agentes inhalatorios para la inducción y mantenimiento incluyen una rápida inducción y recuperación, la capacidad de hacer ajustes rápidos y frecuentes de la profundidad anestésica, biotransformación mínima, efectos cardiorrespiratorios y toxicidad mínimos de los órganos (Gunkel y Lafortune, 2005). Es indispensable conocer la dosis de anestesia que es eficaz para lograr el efecto deseado (ej. anestesia general) pero a la vez segura para el paciente, lo cual es posible conociendo la concentración anestésica mínima (MAC) del agente inhalatorio (Thurmon et al., 1996). El MAC es una medida de la potencia anestésica, pues se refiere a la concentración (vol%) anestésica que produce ausencia de respuesta a un estímulo doloroso en 50% de una población de pacientes promedio. Cada anestésico inhalatorio tiene su propio valor MAC, el cual es establecido para cada especie en particular, siendo los agentes más potentes los que tienen los valores más bajos. Para mantener un plano de anestesia quirúrgica, se debe manejar el vaporizador con un porcentaje de anestésico 25% mayor que el MAC (Altman et al., 1997). Por lo tanto, conociendo los valores MAC del anestésico a utilizar, podemos hacer variaciones adecuadas en el vaporizador para lograr un plano de anestesia adecuado sin comprometer las funciones orgánicas del paciente anestesiado (Thurmon et al., 1996).

En aves, así como otros animales silvestres que pesen menos de 7kg, se debe usar un circuito no reinspirable como el sistema coaxial Bain, con un flujo de gas recomendado de 150 a 200ml/kg/min y no menor a 500ml/min. Este sistema no utiliza un material absorbente para el dióxido de carbono, sino que depende de altas velocidades de flujo del agente inhalatorio para sacar el dióxido de carbono del sistema. Su diseño consiste en 2 tubos, uno dentro del otro, el tubo interno (0.7 mm diámetro) lleva el gas al paciente y un

tubo externo corrugado conduce los gases exhalados del paciente a una bolsa de reserva, que cuenta con una válvula de escape (Thurmon et al., 1996). Las ventajas de este sistema incluyen cambios más rápidos en concentración de gases anestésicos así como profundidad anestésica, reducción del espacio muerto y mínima resistencia a la ventilación del paciente (Ludders, 2001). Las desventajas incluyen mayor consumo de agente inhalatorio y un mayor enfriamiento de las vías respiratorias por la velocidad de flujo mayor (Gunkel y Lafortune, 2005).

El isoflurano y el sevoflurano son los anestésicos inhalatorios de uso más común en anestesia aviar. No se han observado diferencias en frecuencia respiratoria y frecuencia cardiaca durante el periodo anestésico o durante la recuperación. El sevoflurano es menos irritante que el isoflurano durante la inducción por mascara. Esta característica está asociada con menos períodos de apnea y puede ser responsable por menores tiempos de inducción en humanos y algunos mamíferos, así como reptiles, sin embargo no se sabe si tiene algún impacto clínico en aves. Combinaciones de agentes anestésicos como la ketamina y midazolam, ketamina y xilacina, tiletamina y zolazepam, así como el propofol han sido utilizadas para anestesiar aves con resultados variados. En general, los mejores resultados al anestesiar aves se dan con el uso del isoflurano (Suedmeyer, 2003). Es importante tener en cuenta que el isoflurano causa hipoventilación significativa en aves y es más potente en causar depresión respiratoria que en mamíferos. Sin embargo, la anestesia inhalatoria es la recomendada en estas especies, aún para procedimientos cortos (Echols, 2004).

El manejo de la anestesia en reptiles presenta un gran desafío, debido sus adaptaciones fisiológicas y anatómicas únicas que pueden complicar la administración de los agentes anestésicos (Bennet, 1998; Mosley, 2005), así como su respuesta específica a la mayoría de los agentes anestésicos comúnmente usados (Mader, 1996). El uso de anestesia en reptiles está indicado para evitar el estrés durante la realización de un examen físico completo, para toma de radiografías, ultrasonido, endoscopía, biopsias, para el manejo y transporte de algunas especies potencialmente peligrosas, como cocodrilos y serpientes venenosas, y para cirugía (Knotek, 2004) En tortugas, por su método de defensa de esconderse dentro del caparazón, muchas veces es necesario la sujeción química para poder llevar a cabo un examen físico (Bennet, 1998).

Los reptiles tienen un requerimiento de oxígeno mucho menor que los mamíferos y por lo tanto han desarrollado una estrategia respiratoria que cumple con sus necesidades metabólicas y a la vez es eficiente en uso de energía. La mayoría de los reptiles respiran por episodios, lo que significa que toman varios respiros en serie seguido por una pausa prolongada al final de la inspiración. Se presume que este patrón le permite al animal remover el dióxido de carbono que ha entrado a los pulmones durante la última pausa y reemplazarlo con oxígeno que será usado en la siguiente pausa. Este mecanismo de adaptación puede dificultar la inducción de anestesia con agentes inhalatorios, ya que están recibiendo oxígeno al 100%, y según Mader (1996) su estímulo para respirar viene de bajas concentraciones de oxígeno. Además, algunas especies acuáticas tienen la capacidad de convertirse a un metabolismo anaeróbico (Mader, 2006). Por lo anterior, los anestésicos inyectables son utilizados con mayor frecuencia para inducción de anestesia en reptiles. Se prefiere la vía intramuscular por la dificultad de lograr acceso venoso en estos animales, siendo los agentes disociativos los anestésicos de elección, en combinación con benzodiacepinas (Thurmon et al., 1996).

En la mayoría de las situaciones con mamíferos silvestres, la inmovilización inicial involucra anestésicos inyectables (Suedmeyer, 2003), los cuales pueden ser divididos en 3 grupos: disociativos, tranquilizantes y sedantes, y narcóticos (Bush, 1996). La vía endovenosa representa muchos riesgos al intentar anestesiar un mamífero no doméstico, por lo tanto la vía intramuscular es comúnmente usada en estos animales (Suedmeyer, 2003). La ketamina ha sido empleada sola ó combinada con alfa-2-agonistas ó benzodiazepinas, tales como xilacina, diazepam, midazolam y medetomidina. Las combinaciones de ketamina y xilacina fueron empleadas por primera vez en animales salvajes por Jalanka y Roeken (Bush, 1990), quienes describen su uso seguro, eficaz y práctico en una gran variedad de mamíferos. El tiempo de inducción y duración de la inmovilización dependen de la dosis y la especie. En dosis óptimas, los primeros efectos son observados en 2-5 minutos después de la administración por vía intramuscular. Los efectos secundarios pueden incluir convulsiones, catatonia, apnea, salivación excesiva e hipertermia (Thurmon et al., 1996).

En primates, la ketamina es el único agente anestésico aprobado para uso en estas especies y provee una contención adecuada para procedimientos menores en dosis de 10-15

mg/kg, como la realización de examen físico, cateterización uretral, tratamiento de heridas y toma de muestras de sangre (Suedmeyer, 2003; Thurmon et al., 1996). Para lograr un nivel de anestesia quirúrgica se requieren dosis de 15-30 mg/kg. Como agente inductor, preserva la función cardiopulmonar y la respiración. La entubación y mantenimiento con anestésicos inhalatorios permite una anestesia de mayor duración, mejor analgesia y relajación muscular (Suedmeyer, 2003).

En felinos silvestres, los anestésicos a considerar incluyen benzodiazepinas (diazepam, midazolam), alfa-2 agonistas (xilacina, medetomidina), disociativos (ketamina), alfa-2 antagonistas (yohimbina, atipemazole). El zoletil (tiletamine/zolazepam) es menos usado en gatos no domésticos y está contraindicado en tigres. Existen numerosos reportes de tigres anestesiados con zoletil donde no parecen existir complicaciones en el periodo anestésico, pero 2 a 4 días después los felinos comienzan a exhibir signos neurológicos como convulsiones, ataxia y paresis. También han ocurrido muertes asociadas a estas complicaciones (Suedmeyer, 2003)

Para algunos procedimientos, se requiere una duración prolongada de la anestesia general, para lo cual es necesaria la intubación endotraqueal y mantenimiento de anestesia con anestésicos inhalatorios (isoflurano, sevoflurano). En caso de mantener la anestesia con anestésicos inyectables solamente, se puede suplementar la ketamina (1mg/kg) así como el midazolam (0.05-0.1mg/kg). La xilacina y medetomidina no son suplementadas (Suedmeyer, 2003).

Muchos medicamentos diferentes han sido utilizados para la inmobilización química en mustélidos. En la mayoría de las especies se han usado combinaciones de agentes disociativos, benzodiacepinas y alfa2 agonistas, las cuales son recomendadas para inducción y anestesia de corta duración. La anestesia de la nutria puede causar complicaciones como: depresión respiratoria, hipertermia, hipotermia, bradicardia, taquicardia, falta de miorelajación y recuperación traumática (Reuther y Brandes, 1984; Spelman, 1999).

El sistema de administración va a depender de la distancia a la que se encuentre el animal. Si el animal puede ser contenido de forma manual con una jaula o red, se puede administrar por jeringa. Si se encuentra en un espacio pequeño, pueden usarse dardos, fabricados a partir de jeringas y agujas modificadas o bien dardos comerciales como por

ejemplo los Telinject o Daninject, que son dardos de bajo impacto y de inyección lenta, cargados con aire comprimido (Suedmeyer, 2003).

Antes de anestesiar un paciente, es importante obtener un examen físico completo y determinar el estado de hidratación (Tell, 2006). La meta del examen físico preoperatorio es determinar el estado de salud del paciente antes de la inducción, se debe detectar si existe alguna anormalidad que pueda afectar o modificar la acción y seguridad de la anestesia, y corregirla si es posible (Thurmon et al., 1996). Uno de los momentos más comunes en el cual pueden ocurrir complicaciones anestésicas es durante la inducción. El segundo es durante la recuperación. Asegurándose que el paciente reciba un examen físico completo antes de la inducción ayudará a minimizar o anticipar los eventos anestésicos adversos (Faunt, 2006). En el caso de las aves, uno de los factores más importantes que aumenta las probabilidades de supervivencia a un procedimiento quirúrgico es una evaluación prequirúrgica lo más completa posible, la cual se dirige principalmente a la evaluación de la función cardiopulmonar (Altman et al., 1997). Una base de datos mínima incluye hematocrito, proteínas totales y glucosa en sangre (Tell, 2006). En algunos casos, debido al tamaño, disposición del animal o la anatomía específica de algunos reptiles, un examen físico de rutina no es posible (Mosley, 2005). Sin embargo siempre es de gran importancia determinar con exactitud el peso y estado de hidratación del animal (C. Harris, comunicación personal, 2005).

El ayuno disminuye el regúrgito y reflujo pasivo en aves así como la distensión del proventrículo y ventrículo que pueden interferir con un flujo de aire normal. La duración del ayuno está relacionada con el tamaño y estado clínico. Aves de mayor tamaño, pesando más de 500 gramos, reciben un ayuno de 6-12 horas. Para aves más pequeñas (80-250 gramos), este periodo se reduce a 1-2 horas (Altman et al., 1997; Tell, 2006). El ayuno en reptiles generalmente no se recomienda. La glotis permanece cerrada durante el descanso, por lo tanto la aspiración no es un problema común. El ayuno, sin embargo, puede ayudar a disminuir los contenidos gastrointestinales, al mismo tiempo aumentando la capacidad para el volumen pulmonar. La principal razón para el ayuno es evitar que el sistema digestivo ejerza compresión sobre los pulmones (Knotek, 2004). En mamíferos, el ayuno disminuye la cantidad de comida y fluidos en el estómago, y ayuda a disminuir el vómito o regúrgito

durante el procedimiento (Bush, 1996), recomendándose generalmente un ayuno de 12-24 horas (Curro, 2002)

El monitoreo de la profundidad anestésica es una de las tareas más desafiantes durante un procedimiento quirúrgico en un animal silvestre (Nevarez, 2005). El monitoreo apropiado es una parte integral para lograr una anestesia segura (Bailey y Pablo, 1998). Este ayuda a determinar la profundidad de la anestesia así como el nivel de inmovilización y analgesia. También se detectan cambios fisiológicos tanto esperados como inesperados asociados con los agentes anestésicos utilizados o el procedimiento realizado. Estos cambios se pueden observar en la temperatura, la frecuencia cardiaca, la respiración o la presión sanguínea (Nevarez, 2005). El monitoreo permite además evaluar la eficacia de los cuidados de mantenimiento. Los principios del monitoreo y de los cuidados son similares en especies silvestres; sin embargo, es necesario conocer la anatomía comparada, la fisiología y la fisiopatología para poder aplicar estos principios (Heard, 2000). Las funciones sensoriales, motoras y reflejas están alteradas con la anestesia, por lo tanto la profundidad de la anestesia y analgesia debe ser evaluada de forma subjetiva por medio de la evaluación del tono muscular y reflejos (Bailey y Pablo, 1998).

El monitoreo de la función cardiovascular es un componente esencial para evaluar la respuesta a la anestesia. Incluye la recopilación de información acerca de la frecuencia cardiaca y el ritmo, así como la presión sanguínea (Nevarez, 2005). El detector de flujo ultrasónico Doppler ha sido promovido como la herramienta más útil y costo-efectiva para el monitoreo de pacientes exóticos pequeños. Es uno de los métodos más confiables para determinar la frecuencia cardiaca (Nevarez, 2005). El detector de flujo ultrasónico Doppler emite una señal audible del flujo arterial, que permite un monitoreo continuo de la frecuencia cardiaca y el ritmo así como cambios repentinos de presión. A medida que la velocidad de la sangre varía con cada pulsación, el sonido del monitor sube y baja, permitiendo evaluar fácilmente la frecuencia y ritmo del pulso (Johnson, 2004; Bailey y Pablo, 1998). Los transductores pediátricos son más sensibles para detectar el flujo en vasos pequeños y se prefieren para uso en reptiles y aves (Mosley, 2005).

La posición del transductor depende de la especie. En reptiles, como la iguana, se puede colocar en la región de la axila (Nevarez, 2005), pero en tortugas es mejor en la entrada del tórax, cerca del corazón y grandes vasos (Mader, 2006). En aves se coloca en la

entrada del tórax o bien sobre la vena basilar/ulnar o la vena medial tarsometatarsal. Para una buena señal se debe usar gel, y una vez adquirida la señal se debe asegurar el transductor para evitar el desplazamiento durante el procedimiento. La magnitud de la presión ejercida sobre el transductor puede influenciar la obtención de la señal (Nevarez, 2005).

La oximetría de pulso es un método no invasivo utilizado para evaluar la saturación funcional de hemoglobina (SpO2). Bajo circunstancias normales, este valor está muy relacionado con la saturación arterial de hemoglobina (SaO2). La oximetría de pulso utiliza una combinación de pletismografía (detecta el flujo de sangre pulsátil) y espectrofotometría (mide los cambios en absorbancia de luz) para determinar la saturación arterial de hemoglobina, y ambos son susceptibles a errores de medición, artefactos y limitaciones técnicas (Mosley, 2005). Los oxímetros se colocan en diversas partes del cuerpo del paciente, desde la lengua, labios, orejas o la cola (Thurmon et al., 1996). Como regla general, una saturación arterial de oxígeno mayor a 95% indica una adecuada saturación de hemoglobina, valores entre 90% y 95% indican hipoxemia leve, y valores por debajo de 90% indican hipoxemia severa y requieren intervención agresiva para revertirla (Nevares, 2005). Los oxímetros de pulso miden el pulso y la saturación de hemoglobina a medida que la sangre fluye por los capilares, sin embargo las mediciones se ven afectadas por la vasoconstricción periférica, lo cual impide detectar el pulso (Thurmon et al., 1996). Los sensores miden la cantidad de luz absorbida por la oxihemoglobina circulante en el paciente. La oximetría de pulso es muy popular para el monitoreo de mamíferos silvestres y reptiles, pero no parece funcionar bien en aves (Bailey y Pablo, 1998), lo cual podría estar relacionado con sus altas frecuencias cardiacas (Jonhson, 2004). La eficacia de la oximetría de pulso ha sido evaluada en la iguana verde (*Iguana iguana*) (Mosley, 2005).

La evaluación del tono muscular y los reflejos musculares permite evaluar el nivel de anestesia logrado. Los signos de profundidad anestésica varían entre las especies y de acuerdo al agente utilizado (Thurmon et al., 1996), sin embargo en general, cuando se logra profundizar un paciente para una cirugía, la relajación muscular debe ser completa, la respuesta a estímulos dolorosos debe estar ausente y no deben existir movimientos espontáneos (Mosley, 2005). Los reflejos palpebrales, corneales, tono mandibular y tono

del esfínter anal deben disminuir a medida que aumenta la profundidad anestésica, sin embargo el reflejo corneal debe mantenerse (Altman et al., 1997).

Muchas especies silvestres son pequeñas y, por este motivo, especialmente susceptibles a los cambios de temperatura durante la anestesia (Beynon y Cooper, 1999), por lo cual un importante factor para la recuperación de aquellos pacientes muy pequeños o incapaces de controlar su temperatura corporal, es proveer una fuente de calor durante y después de la anestesia (Mullineaux, 2003). La anestesia puede producir una hipotermia inicial o moderada, esta disminución de la temperatura se produce por redistribución interna del calor en el cuerpo, reducción de la producción de calor metabólico, aumento de la pérdida de calor al ambiente y efecto de los anestésicos en el sistema de termorregulación. Esta disminución de la temperatura corporal central puede impactar de forma negativa la velocidad con la cual un ave regresa a su estado fisiológico normal después de la anestesia y puede resultar en muerte (Boedeker et al., 2005). La hipotermia disminuye los requerimientos de anestesia y metabolismo, así como prolonga el período de recuperación. Las aves y pacientes pequeños tienen una relación superficie corporal:masa corporal muy grande, que los predispone a perder calor rápidamente. Muchos agentes anestésicos bloquean la vasoconstricción, lo cual causa un aumento de pérdida de calor a través de la piel. Además, la anestesia deprime la respuesta termoreguladora, lo que promueve aún más la pérdida de calor (Mosley, 2005).

Los reptiles son animales poiquilotérmicos y todas las funciones de su cuerpo dependen de la temperatura del ambiente. La termorregulación se da principalmente a través de patrones de comportamiento complejos y alteraciones en el sistema cardiovascular. La mayoría de los reptiles tienen un rango de temperatura óptima preferida que se asocia con una función metabólica máxima, es decir, todos sus sistemas trabajan de la forma más eficiente (Mader, 1996; Mosley, 2005). A su vez, la respuesta del paciente a los anestésicos también depende de la temperatura ambiental. Lo ideal es mantener animales hospitalizados en el margen superior del rango de temperatura óptima preferida para esa especie (Mosley, 2005). Sin embargo, temperaturas superiores a su rango óptimo aumentan el metabolismo y consumo de oxígeno, y el calor excesivo puede crear demandas de oxígeno metabólicas que no pueden ser cumplidas al respirar aire atmosférico, en especial si aún persiste una depresión respiratoria inducida por la anestesia. Además,

debido a su baja tasa metabólica, los períodos de inducción y recuperación de la anestesia se ven especialmente prolongados con respecto a los mamíferos y aves (Bennet, 1998).

Existen varios mecanismos y técnicas para asistir al mantenimiento de una temperatura corporal normal en un animal bajo anestesia. Por sí solo, cada método es imperfecto, por lo que se recomienda una combinación de varios métodos. La prevención de la pérdida de calor se debe dirigir a las 4 formas de pérdida de calor: conducción, radiación, evaporación y convección (Nevarez, 2005)

El éxito de una cirugía depende no sólo del período operatorio, sino también de la fase de recuperación. Este último período es crítico en animales silvestres, debido a su fisiología y características nutricionales especiales (Jiménez, 2005). Altman et al. (1997) afirman que aunque el período anestésico y operatorio inmediato es el más crucial, el período postoperatorio es de igual importancia. El nivel de estrés que experimentan afecta también a su recuperación, ya que al sentirse continuamente amenazados pueden dejar de comer (Jiménez, 2005). Las aves y animales pequeños tienen reservas de glucógeno limitadas. Además, los temblores durante el período postoperatorio incrementan tanto la utilización de glucosa como la de oxígeno (Bailey y Pablo, 1998), lo cual puede resultar en hipoglicemia (Thurmon et al., 1996).

1.2. Justificación

La medicina de animales silvestres es el área de crecimiento más acelerado en medicina veterinaria (Carpenter, 2002), y tiene relación con una gran variedad de actividades que contribuyen no sólo con el bienestar de los animales silvestres, sino también con la conservación de la biodiversidad, la salud ecológica, la monitorización de la salud de la fauna silvestre y la salud pública (Sleeman y Clark, 2003).

En Costa Rica existe la necesidad de una participación más activa del veterinario con la fauna silvestre. Biólogos y ecologistas estudian y amplían los conocimientos de la fauna silvestre, sin embargo el aporte veterinario es muy limitado. Se necesita aumentar el conocimiento en muchos temas, principalmente anestesia, para poder realizar procedimientos de manera exitosa y segura.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

- Conocer protocolos de anestesia y monitoreo de signos vitales en animales silvestres.

1.3.2. Objetivos específicos

- Comprender las diferencias anatómicas y fisiológicas de los animales silvestres que influyen en la acción de los agentes anestésicos

- Identificar los agentes anestésicos más seguros y con menos efectos secundarios para aves, reptiles y mamíferos.

- Evaluar la confiabilidad de los equipos de monitorización disponibles para el control del periodo anestésico

- Definir estrategias para lograr una rápida y eficaz recuperación después de una cirugía

2. METODOLOGÍA: MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Lugares de estudio

Se realizó una pasantía por un período de 3 meses, durante el cual se visitaron dos hospitales. El primer lugar visitado fue el Wildlife Center de Virginia (WCV), en Waynesboro, Virginia, Estados Unidos, un hospital que brinda atención médica especializada para animales silvestres, durante los meses de setiembre y octubre del 2005. Este hospital contaba con una sala de tratamientos, un quirófano, máquina de rayos x, anestesia inhalatoria, jaulas para internamiento, un cuarto para reptiles y roedores, incubadoras, jaulas de vuelo y preliberación y sala de necropsia. La segunda parte de la pasantía tuvo lugar en el National Zoological Park (NZP), en Washington D.C, Estados Unidos, durante el mes de noviembre del 2005. Se trabajó en el hospital del zoológico, el cual contaba con máquina de rayos x digital, un quirófano, sala de tratamientos, jaulas de internamiento, anestesia inhalatoria, endoscopio y área de cuarentena. En ambos lugares se participó en el manejo, atención médica y rehabilitación de aves, reptiles y mamíferos.

2.2 Animales del estudio

Se evaluó el uso de anestesia en aquellos animales admitidos al hospital y en los cuales se consideró necesario su uso. En el WCV los animales eran de vida libre y endémicos de la zona. Todos fueron encontrados y rescatados por rehabilitadores de fauna silvestre, guardaparques, veterinarios o civiles. Se incluyeron aves rapaces de tamaño pequeño y mediano, serpientes pequeñas y tortugas semiacuáticas y acuáticas. En el NZP los animales anestesiados eran exóticos y criados en cautiverio. Se evaluó el uso de anestesia en felinos, mustélidos y primates.

2.3 Evaluación preanestésica

2.3.1 Aves

Se realizó un examen físico completo al momento de ingreso del animal al hospital. Se determinó con exactitud el peso del animal, usando una pesa digital en gramos, para posterior cálculo de medicamentos y fluidos. Debido al estrés por manejo, el examen físico se realizó en el menor tiempo posible (C. Harris, comunicación personal, 2005).

Se inició el examen por la cabeza, evaluando apariencia y simetría, presencia o ausencia de secreciones oculares, estado de los oídos (presencia de sangre, ectoparásitos, etc.). Se evaluó el estado general del pico y las narinas, color e hidratación de la mucosa oral, apariencia de las papilas alrededor de la coana, entrada de la traquea y entrada al esófago. Se determinó la condición corporal por medio de la palpación de la quilla. Se evaluó la capacidad de movimiento de miembros y alas, realizando movimientos de extensión y flexión, así como palpación cuidadosa de cada hueso y articulación (Altman et al., 1997). En aves rapaces, se examinó el tendón propatagial. Se revisó la parte dorsal del cuerpo del ave y el estado de las plumas, en busca de plumas quebradas o parásitos externos. Se tomó una muestra de heces para examen parasitológico por técnica de flotación con solución azucarada (Fudge, 2000).

Se determinó el síndrome primario que lo afectaba y su estado de hidratación. Al decidir que era un paciente quirúrgico, se realizó una segunda manipulación del paciente, esta vez bajo anestesia, para toma de radiografías y obtención de muestras de sangre para hemograma completo y proteínas totales. (P. Bright, comunicación personal, 2005).

2.3.2 Reptiles

En estos animales, se realizó una observación inicial del estado general del paciente. Se determinó el síndrome primario que lo afectaba así como su estado de hidratación con base en la apariencia general de las escamas y los ojos. En las serpientes, se realizó un examen de la cavidad oral (Mader, 1996). Se tomó una muestra de heces para examen parasitológico. Se tomaron radiografías bajo anestesia, así como muestras de sangre para hemograma completo y proteínas totales.

2.3.3 Mamíferos

El examen físico inicial se llevó a cabo por observación a distancia del animal en su encierro. Por la dificultad en el manejo, el examen físico más detallado se realizó una vez anestesiado el individuo. Se evaluó la condición corporal y estado del pelaje. Después se realizó un examen de ojos, oídos, nariz y cavidad oral, con especial atención al estado de los dientes y encías. Se evaluó color y aspecto de membranas mucosas. Se realizó auscultación de sonidos cardiacos y respiratorios. Se realizó palpación de abdomen y se

revisaron uñas y almohadillas plantares. Seguidamente se tomaron muestras de sangre, se puso un catéter endovenoso para administración de fluidos, se tomaron radiografías y ultrasonido (C. Sánchez, comunicación personal, 2005).

2.4 Inducción

2.4.1 Aves

Después de realizar una serie de pruebas diagnósticas iniciales, como radiografías y hemograma completo, se estableció un protocolo anestésico con base en la especie a anestesiar, su estado de salud y la duración aproximada del procedimiento.

Se realizó la inducción por máscara con isoflurano al 5% y velocidad de flujo de oxígeno de 2 L/min, usando un circuito semi abierto no reinspirable. Una vez ausente el reflejo de posición vertical y disminución de tono muscular en los miembros, se realizó la intubación con tubo endotraqueal de 2-3mm (dependiendo del tamaño del ave), sin balón. Se realizó la fijación del tubo con esparadrapo alrededor de la parte inferior del pico (Altman et al., 1997).

2.4.2 Reptiles

En tortugas se realizó la inducción con ketamina (10mg/kg) y medetomidina (0.15mg/kg), administrado por vía intramuscular en uno de los miembros anteriores (C. Harris, comunicación personal, 2005). Se colocó a la tortuga en un recipiente plástico, sin estimulación por un periodo de 20 minutos. Una vez inducida, se entubó con un catéter endovenoso # 18.

En serpientes, se administró butorfanol (1mg/kg) por vía intramuscular en los músculos epiaxiales como premedicación. Se realizó la intubación 30 minutos después y se indujo la anestesia con isoflurano (Mader, 1996).

2.4.3 Mamíferos

En felinos se realizó la inducción con tres diferentes combinaciones, dependiendo de la especie y el individuo en particular. En el león africano se usó diazepam oral (0.65mg/kg) tres horas antes de la inducción, xilacina (1.1mg/kg) administrada con dardo y ketamina (5.3mg/kg) administrada 20 minutos después, también con dardo, en los muslos.

En el gato pescador, se optó por ketamina (3mg/kg) y medetomidina (90mcg/kg) administrado con jeringa, con el animal inmovilizado en jaula de contención. Finalmente, en los guepardos se usó xilacina (1.5mg/kg), ketamina (2.2mg/kg) y midazolam (0.06mg/kg) usando jeringa con bastón para la administración intramuscular. Una vez que el animal estaba en decúbito lateral, sin respuesta a estímulos, se administró isoflurano al 1-2% por dos minutos y se entubó al animal (C. Sánchez, comunicación personal, 2005).

En mustélidos se indujo con isoflurano al 5% administrado en jaula de inducción. Se retiró al animal de la jaula al obtener el efecto deseado y se administró isoflurano al 2% por máscara durante dos minutos para después entubar al animal (Fowler, 1999).

En primates se usó ketamina (5-10mg/kg) para la inducción, administrada con jeringa, con el animal en jaula de contención. También se administró atropina (0.02mg/kg). Una vez que el animal estaba en decúbito lateral y no respondía a estímulos, se sacó de la jaula y se administró isoflurano al 1-3% con máscara (Thurmon et al., 1996).

Todos los animales fueron pesados una vez en la jaula de contención, excepto el león, al cual se le calculó el peso para administrar las dosis de anestésicos.

2.5 Mantenimiento

2.5.1 Aves

Después de entubar al animal, se disminuyó el isoflurano a 3% y el flujo de oxígeno a 1L/min (Echols, 2004). El ave se posicionó en decúbito ventral sobre una manta térmica envuelta a su vez en un paño. Se colocó una lámpara con luz incandescente sobre el ave. Se inició la ventilación asistida de cuatro respiraciones por minuto

2.5.2 Reptiles

Una vez entubado se conectó a la máquina de isoflurano y se mantuvo con 1% de isoflurano y un flujo de oxígeno de 1L/min (Bennet, 1998). Se colocó al animal en posición ventrodorsal sobre una manta térmica y bajo una fuente de luz incandescente. Se inició la ventilación asistida de cuatro a seis respiraciones por minuto.

2.5.3 Mamíferos

Una vez entubado el animal, se mantuvo con isoflurano al 1-2%. Todos los animales fueron colocados en decúbito dorsal y los miembros amarrados a la mesa. Se colocaron posicionadores a ambos lados del cuerpo para evitar movimientos. Se utilizó un equipo de aire caliente forzado tipo Bair hugger® para control de temperatura. Se realizó ventilación asistida solamente en un mustélido: la nutria de garra pequeña.

2.6 Monitoreo

2.6.1 Aves

Se midieron la frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria y reflejos cada cinco minutos durante todo el periodo anestésico, es decir, a partir de la inducción y hasta la remoción del tubo endotraqueal. La frecuencia y ritmo cardiaco se midieron usando un detector de flujo sanguíneo ultrasónico Doppler (ver anexo 1), o Doppler de flujo (Modelo 811-B, transductor 8.2 MHz, Parks Medical Electronics Inc), que fue posicionado sobre la vena ulnar. La frecuencia respiratoria fue monitoreada mediante la observación del movimiento de la caja torácica del ave. Se observó la presencia o ausencia de los reflejos palpebral, corneal y respuesta del miembro ante un estímulo doloroso, además se evaluó el tono muscular en miembros y alas. Estos datos también fueron medidos y registrados cada 5 minutos, en una hoja de anestesia (P. Joyner, comunicación personal, 2005).

2.6.2 Reptiles

Durante la anestesia, se monitoreó la función cardiaca usando Doppler de flujo. En tortugas el transductor de 1cm x 1cm fue colocado en el espacio entre el cuello y el miembro anterior izquierdo, previa aplicación de gel de ultrasonido. En serpientes se colocó el transductor en posición ventral, en el tercio craneal del cuerpo, sobre la región del corazón. Se evaluaron los reflejos de estimulación dolorosa en un miembro posterior o bien en la cola (Mader, 1996).

2.6.3 Mamíferos

Se realizó monitoreo de frecuencia cardiaca y saturación de oxígeno con oximetría de pulso. También se monitoreó temperatura con termómetro digital. La respiración fue

monitoreada por observación de movimientos del tórax y se usó un monitor oscilométrico para la toma de presión sanguínea.

2.7 Recuperación

2.7.1 Aves

Una vez terminado el procedimiento quirúrgico, se descontinuó la administración de isoflurano. Se desconectó el sistema de anestesia del tubo endotraqueal, se limpió el circuito y se reconectó para administrar 100% de oxígeno al ave. Se desentubó el ave una vez que empezó a moverse. Se mantuvo al ave en posición vertical, el cuerpo envuelto en un paño, con oxígeno por máscara hasta recuperar la capacidad de mantenerse en pie. Inmediatamente se trasladó a una jaula para terminar su recuperación y se le ofreció comida 10 minutos después.

2.7.2 Reptiles

Una vez terminado el procedimiento quirúrgico, se descontinuó la administración de isoflurano y se administró atipemazol para revertir el efecto de la medetomidina. Se colocó a la tortuga en un recipiente plástico abierto, sobre una manta térmica y bajo una fuente de luz incandescente. Se conectó un ambú al tubo endotraqueal y se realizaron de una a dos respiraciones por minuto hasta la recuperación. Una vez que el animal recuperó movimiento de miembros y cabeza, se desentubó y se colocó en una incubadora para el resto de la recuperación.

En serpientes, se descontinuó la administración de isoflurano y se mantuvo sólo con oxígeno por un período de cinco minutos. Una vez que el animal comenzó a realizar movimientos, se desentubó.

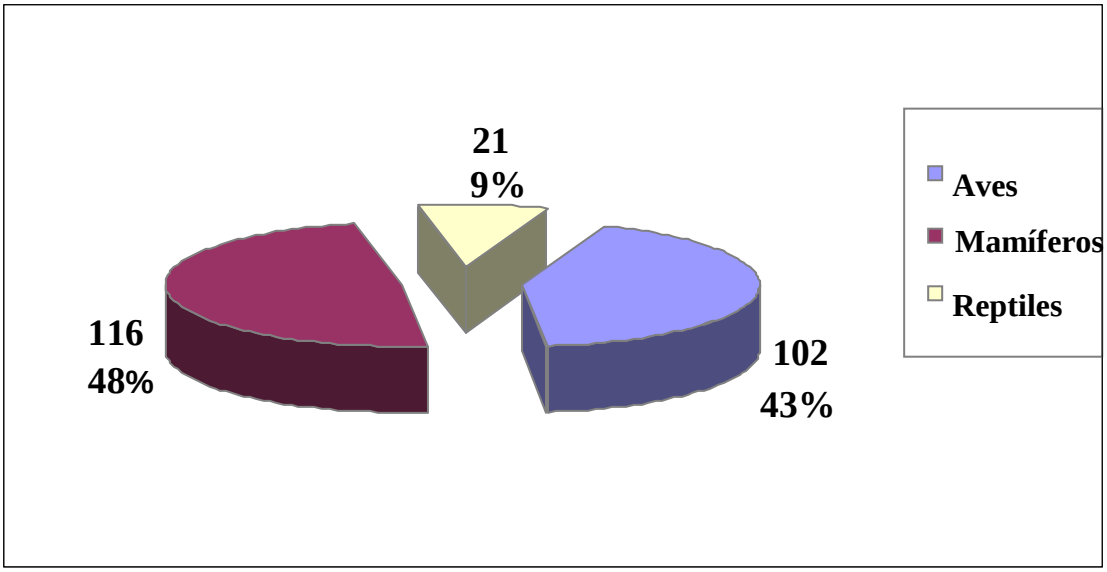
2.7.3 Mamíferos

Los felinos recibieron una dosis de atipemazol (0.1mg/kg) una vez concluido el procedimiento anestésico (C. Sánchez, comunicación personal, 2005). Aproximadamente cinco minutos después de descontinuar el isoflurano, se desentubó al animal. La recuperación se llevó a cabo en una jaula de contención, con mínima estimulación visual o auditiva.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante los 2 meses de estancia en el Wildlife Center de Virginia (WCV) se recibieron un total de 239 casos, de los cuales 102 eran aves, 116 mamíferos y 21 reptiles, como se observa en la figura 1.

Figura 1. Animales admitidos al WCV durante los meses de Setiembre y Octubre del 2005.



Se atendieron con mayor frecuencia aves del orden Paseriformes, con un total de 38 (37%) casos. Estas aves, por su tamaño reducido, con frecuencia presentaban lesiones muy extensas con las cuales iba a ser imposible una futura liberación, aún con tratamiento médico o quirúrgico. Por esta razón, aves como cardenales (*Cardinalis cardinalis*), urracas azules (*Cyanocitta cristata*), gorriones (*Carpodacus mexicanus*) y tórtolas (*Zenaida macruora*) debían ser eutanasiadas o morían a los pocos días de internamiento. El uso de anestesia, por lo tanto, fue muy reducido en este grupo y no pudo ser evaluado adecuadamente.

Las aves del orden Strigiformes también se presentaron con bastante frecuencia, se atendieron un total de 28 (28%) búhos, entre ellos el búho grande (*Bubo virginianus*), la lechuza de campanario (*Tyto alba*) y lechucita del este (*Otus asio*).

Representantes del orden Columbiformes se presentaron con relativa frecuencia (20%), en su mayoría se atendieron palomas mensajeras (*Columba livia*), las cuales sufrían alguna lesión durante largos trayectos de vuelo hacia su destino final.

Del total de aves admitidas, 16 (14%) pertenecían al Orden Falconiformes, representado por especies como el gavilán colirrojo (*Buteo jamaicensis*), gavilán de cooper (*Amlipiter cooperi*), águila calva (*Haliaeetus leucocephalus*) y zopilote cabecirrojo (*Cathartes aura*).

Un último grupo clasificado como otros representó un 11% de las aves admitidas.

Con respecto a los reptiles, se atendieron 23 animales que representan un 9% de la casuística. La tortuga de caja (*Terrapene carolina carolina*), especie semiacuática muy común en Virginia, fue la mayor representante de este grupo con 11 casos atendidos. Se admitieron también dos tortugas acuáticas (*Trachemys scripta elegans*), una tortuga lagarto (*Chelydra serpentina*), cinco serpientes pequeñas no venenosas y dos caimanes (*Caiman crocodilus*), estos últimos los únicos dos casos de especies exóticas que fueron decomisadas. A pesar de que los casos de reptiles fueron pocos, fue el grupo que tuvo los índices más altos de éxito durante internamiento y rehabilitación, y por consiguiente especies como tortugas semiacuáticas lograron ser reintroducidas a su hábitat con mayor frecuencia, en comparación con las aves.

En la segunda parte de la pasantía, que se llevó a cabo en el National Zoological Park (NZP) durante un mes, se observaron 52 casos distribuidos de la siguiente forma:

Cuadro 1. Clasificación de los casos evaluados en el NZP durante noviembre del 2005, según especie y cronicidad del problema

	Casos agudos	Casos crónicos	Hospital	Examen de rutina	Total
Aves	6 (12%)	1 (2%)	3 (6%)	5 (10%)	**15 (30%)**
Mamíferos	14 (27%)	7 (13%)	2 (4%)	6 (11%)	**29 (55%)**
Reptiles/anfibios	5 (10%)	1 (2%)	1 (2%)	1 (2%)	**8 (15%)**
Total	**25 (48%)**	**9 (17.5%)**	**6 (11.5%)**	**12 (23%)**	

En el NZP se observaron mamíferos con más frecuencia que otras especies (ver cuadro 1) con un total de 29 casos, en su mayoría de la Orden Carnívora. Predominaron los representantes de la familia Felidae (cinco casos), con tres casos observados de guepardos (*Acinonyx jubatus*), un león africano (*Pantera leo*) y un gato pescador (*Prionailurus viverrinus*). También se observaron casos de panda gigante (*Ailuropoda melanoleuca*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatos*) pertenecientes a la familia Ursidae (cuatro casos). De la familia Mustelidae se observaron dos casos de hurones de patas negras (*Mustela nigripes*) y un caso de nutria asiática de garra pequeña (*Aonyx cinerea*), y un caso de la familia Canidae de un lobo mexicano (*Canus lupus baileyi*).

La Orden Primate también tuvo representación importante, se atendieron dos gibones (*Hylobates leucogenys*), dos gorilas (*Gorilla gorilla*), dos macacos cola de león (*Eulemur fulvus rufus*), dos lemures pardos de frente roja (*Macaca silenus*) y un tití león dorado (*Leontopithecus rosalia*).

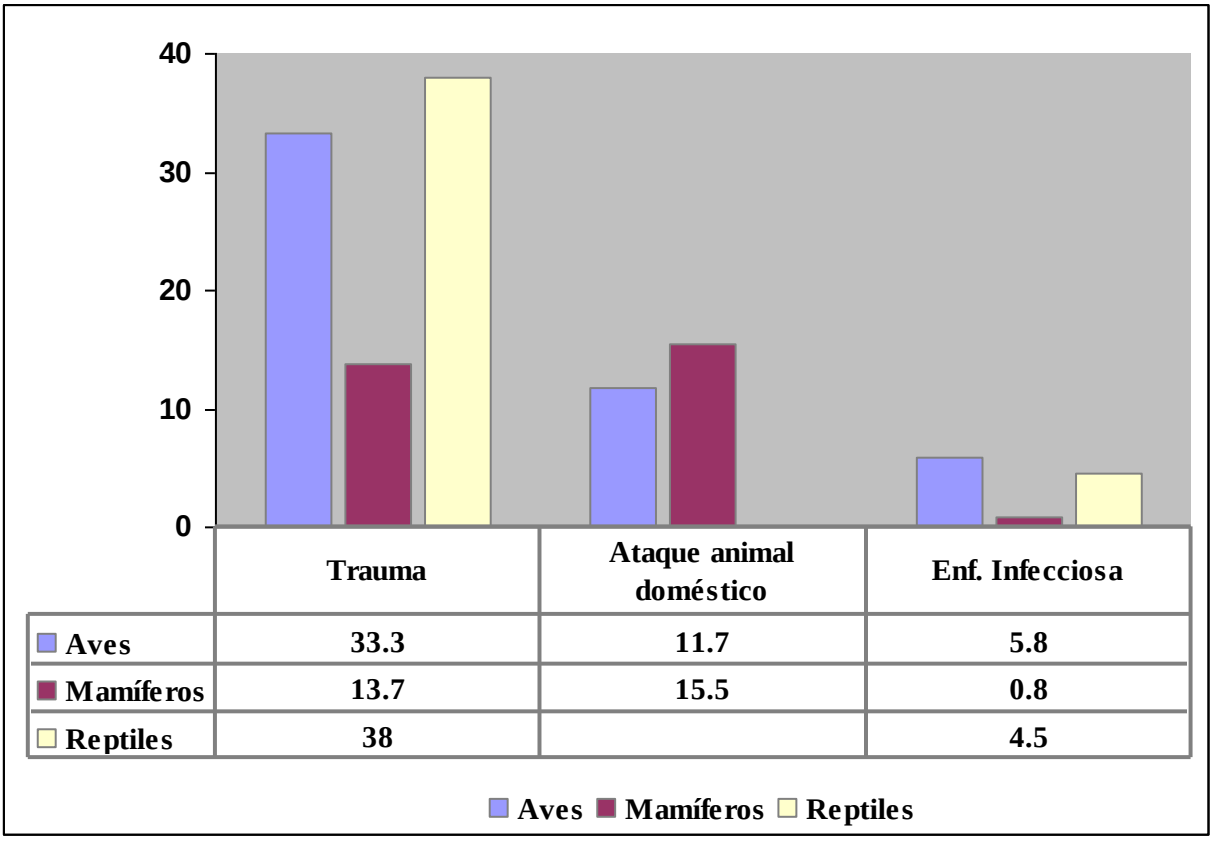
También se atendieron cuatro elefantes asiáticos y un puerco espín.

Con respecto a la causa principal de ingreso al WCV, como se observa en la figura 2, las aves fueron atendidas en su mayoría por trauma físico (33%), afectándose principalmente las alas que generalmente presentaron fracturas cerradas. Resultó frecuente el atropello ó la colisión contra ventanas o edificios como causa de trauma en aves, principalmente en aves de presa. Sin embargo, fue importante notar que el golpe recibido por estas aves las afectó de diferente forma, ya que los búhos ingresaron con lesiones oculares y fracturas del coracoides, sin embargo en los gavilanes predominó la fractura de húmero y radio-ulna. A partir de lo observado, se puede concluir que los búhos son más susceptibles a las lesiones oculares por el gran tamaño de sus ojos en relación con las demás estructuras de la cabeza, así como el hecho de que los ojos no están bien protegidos por estructuras óseas. Además, por cazar de noche son más susceptibles a colisionar de frente con automóviles en movimiento. Por su parte, los gavilanes ingresaban en su mayoría por accidentes relacionados con poca experiencia para volar, ya que la mayoría eran aves jóvenes en buen estado de salud.

Las aves más pequeñas del orden Paseriformes se vieron afectadas en un alto porcentaje por ataques de animales domésticos, principalmente gatos. El alto nivel de estrés que significaba un ataque de este tipo, así como el estrés por el contacto con las personas

que lo rescataban además del estrés del trasporte, hizo que la atención medica no fuera exitosa en la mayoría de los casos para recuperar estas aves. Aunque en muchos casos las lesiones eran demasiado extensas, como fracturas múltiples expuestas o lesiones penetrantes en abdomen, se considera que el alto nivel de estrés fue el mayor determinante para el poco éxito con estas aves.

Figura 2. Causas más frecuentes de ingreso al hospital del WCV durante setiembre y octubre de 2005.



	Trauma	Ataque animal doméstico	Enf. Infecciosa
Aves	33.3	11.7	5.8
Mamíferos	13.7	15.5	0.8
Reptiles	38		4.5

En el grupo de los reptiles, al igual que en el grupo de las aves, la principal causa de ingreso al hospital resultó ser trauma físico (ver figura 2). Las tortugas se vieron afectadas con mayor frecuencia por fractura de caparazón, que por ser parte de su esqueleto al estar fusionado con la columna vertebral y costillas así como servir de protección de los órganos internos, fue prioridad lograr una resolución completa de la fractura. Sin embargo, la

resolución de estas fracturas representó un reto en la mayoría de los casos por la anatomía misma del caparazón y la proximidad con los órganos internos.

Otra causa importante de ingreso de quelonios al centro resultó ser el absceso auricular. La resolución quirúrgica fue posible en todos los casos menos en uno, donde el tejido se encontraba necrótico y había importante resorción de hueso. Al tener registro del área de donde provenían estos casos, la importancia fue aún mayor ya que un caso de tratamiento medico y reintroducción de un animal se convierte en indicador de la salud del medio ambiente. Se ha demostrado que los abscesos en tortugas de caja están relacionados con el uso de insecticidas en agricultura.

En el NZP, en los mamíferos se presentaron con mayor frecuencia problemas asociados con el sistema musculoesquelético, tanto por trauma como por problemas óseos degenerativos, como fracturas, espondilosis, renqueras y artritis crónica. También se presentaron casos por heridas punzantes y abscesos en las patas, los cuales fueron clasificados como casos agudos (ver cuadro 1). Un segundo grupo lo formaron los casos crónicos (19%), que fueron más numerosos en los mamíferos que en las demás especies, donde predominaron también problemas musculoesqueléticos y además se presentaron algunos problemas de piel y problemas cardiacos. Los exámenes de rutina también fueron causa frecuente de atención de animales en general (16.5%), entre ellos vacunación anual, desparasitación, examen de tuberculosis y examen físico completo con toma de radiografías, ultrasonido y muestras de sangre. El último grupo fue el de animales hospitalizados (12.5%), los cuales fueron muy pocos debido a que la mayoría fueron manejados desde su encierro por presentar mayor facilidad y seguridad y menor estrés tanto para animales como para los cuidadores y veterinarios.

Los casos observados en el NZP, a diferencia del WCV que atendía solamente animales de vida libre y endémicos, fueron todos animales que se encontraban en el zoológico desde hacía varios años, algunos hasta 10 a 15 años y en su mayoría especies exóticas. Eran animales criados en cautiverio, entrenados para exhibir ciertos comportamientos que facilitaran el trabajo de los veterinarios, por ejemplo los tigres eran entrenados para mantenerse inmóviles durante un corto período y permitir una inyección intramuscular a cambio de un trozo de carne, y los elefantes aprendían a levantar sus patas para facilitar el examen de los miembros. Eran animales muy bien cuidados, por ende

longevos y muchos exhibían problemas directamente relacionados con el cautiverio (ej. abscesos en falanges de elefantes por encierros con pisos de cemento) así como por edad (ej. artritis y problemas cardiacos en gorilas) y efectos del estrés prolongado (ej. gastritis en guepardos). La mayoría de los animales llevaban un tratamiento largo que era administrado por los cuidadores, aprobado anteriormente por los veterinarios y revisado periódicamente. Todo procedimiento diagnóstico o examen físico, salvo algunas excepciones, era programado hasta con semanas de anticipación. Esto contrasta con el trabajo realizado en el WCV, donde constantemente ingresaban animales nuevos con problemas agudos que requerían estabilización inmediata y elaboración de planes de trabajo así como toma de decisiones importantes en el momento, que determinaban el éxito o fracaso en el manejo del caso. Por el contrario, en el NZP cada decisión de la salud o bienestar del animal, salvo en caso de emergencia, debía consultarse con cuidadores, curadores, veterinarios, gerencia, incluso veterinarios de otros zoológicos con casos similares.

Todas las aves admitidas (102) en el WCV fueron examinadas minuciosamente y se requirió el uso de anestesia en un 80% de los casos, de los cuales un 60% fue anestesiado para toma de radiografías y muestras de sangre y 20% para realización de un procedimiento quirúrgico con una duración mayor a los 30 minutos. En el NZP, de todos los mamíferos atendidos, se utilizó anestesia en seis animales (21%) para exámenes de rutina antes de entrar a cuarentena (un caso), endoscopía (un caso), remoción de cálculos en vejiga (un caso), remoción de masa en cavidad oral (un caso) y examen físico anual (dos casos).

3.1 Evaluación preanestésica

En las **aves**, el examen inicial a su ingreso al WCV, permitió identificar anormalidades obvias como hifema, conjuntivitis, buche distendido, ectoparásitos, fracturas, abrasión del pico, laceraciones, entre otros. Sin embargo, lo más importante fue determinar con exactitud el peso así como estado de hidratación, para corregir deficiencias y hacer cálculo de antibióticos y analgésicos. La mayoría de las aves recibieron fluidos subcutáneos al momento de su ingreso, principalmente ringer lactato, que se encontraba a una temperatura que semejaba la corporal del ave. Se escogió el espacio subcutáneo en el área de la ingle para administrar los fluidos.

El hemograma fue interpretado siempre con mucho cuidado en todas las aves, para distinguir entre una heterofilia por estrés y una heterofilia por un proceso patológico activo. Algunas aves presentaban mucha resistencia a la manipulación, vocalizando o bien tratando de huir o atacar, su nivel de estrés era mayor que otras aves, lo cual podría alterar los resultados hematológicos. Se observó una alta incidencia del hemoparásito Leucocitozoon en las aves rapaces admitidas, sin embargo generalmente no se considera patógeno en especies como el gavilán colirrojo, búhos y águilas. Asimismo, la medición de proteínas totales fue de importancia en un caso de un gavilán colirrojo con baja condición corporal e hipoproteinemia, el cual antes de ser alimentado con ratones fue alimentado con suero oral, y poco a poco se fue haciendo la transición a comida con más calorías, para evitar el síndrome de la realimentación. Este síndrome causa graves desbalances de electrolitos, en especial fósforo y potasio, cuando un organismo que no ha recibido comida por largo tiempo, recibe muchas calorías, lo cual aumenta el metabolismo de golpe y puede traer graves consecuencias para todos los órganos, incluso la muerte (Fudge, 2000).

Los parásitos gastrointestinales más comunes encontrados en la aves, a su ingreso al WCV, fueron *Capillaria spp* y coccidia. Ningún ave presentó anormalidades en consistencia o color de las heces, ni se observó presencia de moco o melena, que pudieran indicar sobrecarga parasitaria. *Capillaria spp* es un nemátodo que se encuentra con frecuencia en muchas especies de aves, incluidas las aves de presa, que se infectan al entrar en contacto con tierra o insectos que transmitan los huevos (Fudge, 2000). Sin embargo, se desparasitaron todas las aves con examen de heces positivo, para disminuir la probabilidad de infección a las aves que ya se encontraban en el centro y evitar que por el estrés del cautiverio las aves pudieran verse afectadas por la presencia de estos parásitos.

En los **reptiles**, la mayoría de tortugas presentaron problemas de caparazón y las serpientes lesiones por trauma con objetos cortantes, como alambres. El examen de sangre fue realizado en los pacientes que se consideraron de mayor gravedad, ya que en las tortugas por su tamaño y fuerza para retraer la cabeza, la toma de muestra de la yugular era difícil y a la vez estresante para el animal. Una tortuga que ingresó con problemas respiratorios, diagnosticada con pneumonía por micoplasma, presentó una elevación en los heterófilos. Un segundo hemograma realizado un mes y medio después reveló una disminución hacia la normalidad de estas células blancas, lo cual indica que el tratamiento

de antibióticos fue exitoso. Esto demuestra la importancia de exámenes de sangre seriados, ya que se cuentan con pocos datos de valores normales para reptiles y también hay gran variabilidad individual, siendo la mejor comparación el individuo mismo. Sin embargo es importante tomar en cuenta que la respuesta en reptiles es lenta, por lo tanto las muestras de sangre deben tomarse con lapsos mayores a los que se realizan en ave y mamíferos (Fudge, 2000). En general su estado de hidratación así como condición corporal fue bueno.

En los **mamíferos** en el NZP, mucha de la información relevante antes de la anestesia fue adquirida por medio de los cuidadores. El examen visual confirmó que el animal se encontraba deambulando normalmente, exhibiendo comportamientos esperados y sin problemas agudos aparentes. Se consideró la historia del animal, incluyendo eventos anestésicos anteriores, complicaciones observadas, protocolos que resultaron exitosos en ese individuo así como edad del animal y condiciones de salud subyacentes que pudieran afectar el evento anestésico.

3.2 Inducción

En las **aves**, se logró una inducción exitosa con isoflurano en todos los casos. El tiempo de inducción con máscara fue siempre menor a los 2 minutos y no se presentaron períodos de excitación u otras complicaciones durante esta etapa. En mamíferos domésticos no se recomienda la inducción con máscara de isoflurano debido a la fase de excitación involuntaria y estrés durante la cual puede haber forcejeo excesivo, lo cual aumenta la liberación de catecolaminas que pueden predisponer a arritmias. Además, siendo el isoflurano un potente vasodilatador, tiene efectos negativos sobre la presión sanguínea por requerir concentraciones altas para la inducción, que a su vez deprimen de manera significativa el sistema cardiovascular y respiratorio. A diferencia de los mamíferos, donde la inducción es preferible con agentes inyectables para hacer más suave la transición a la pérdida de conciencia, en aves la inducción es muy rápida. Esto podría explicarse si consideramos que el sistema respiratorio aviar es muy eficiente, el intercambio gaseoso lo realizan tanto en inspiración como en espiración y poseen una frecuencia respiratoria mayor (Gunkel y Lafortune, 2005).

Otra diferencia importante es que la premedicación es utilizada de manera poco frecuente en aves (Curro, 1998), y es considerada innecesaria en aves rapaces por varios

autores (Redig, 1998). Sin embargo, la premedicación se considera ventajosa para sedación en ciertas aves que exhiben altos niveles de ansiedad o miedo (Gunkel y Lafortune, 2005) y a la vez se disminuye la concentración de isoflurano necesaria para mantenimiento (Paul-Murphy y Fialkowski, 2001) y se reduce la excitación durante la recuperación (Abou-Madi, 2001). En el WCV, se usó butorfanol como premedicación a una dosis de 2mg/kg para las aves anestesiadas. En un caso de un gavilán colirrojo (caso 1861) anestesiado para una cirugía ortopédica, la dosis de butorfanol se administró después de la inducción con isoflurano, mientras que en otro caso también de ortopedia en un gavilán colirrojo (caso 2238) la dosis fue administrada 20 minutos antes de la inducción. Aunque se esperaba ver una disminución en la cantidad de isoflurano necesaria para la anestesia en el paciente que recibió la premedicación, mas bien las concentraciones fueron más altas (3%-2.5%) que para el ave que no recibió premedicación (2.5%-2%). A pesar que no se pudo evidenciar una disminución de los requerimientos del agente inhalatorio con el uso del butorfanol como premedicación, se considera importante el uso de un opioide kappa ya que estudios han demostrado que las palomas poseen más receptores de opiodes kappa que receptores de opioides mu (Paul-Murphy y Fialkowski, 2001), lo cual es una diferencia con respecto a los mamíferos que presentan más receptores para opiodes mu como la morfina. Además, por la dificultad de evaluar dolor en un ave silvestre que esconde cualquier signo de vulnerabilidad y las variaciones en sus respuestas fisiológicas al dolor, es importante observar con atención signos sutiles de dolor. Hay pocos estudios de analgésicos en aves, algunos contradictorios y muchas recomendaciones vienen de experiencia clínica y de extrapolar resultados obtenidos en mamíferos hacia aves (Echols, 2004). Sin embargo, el butorfanol parece haber tratado eficientemente el dolor en las aves sometidas a cirugía de ortopedia (6 casos), enucleación (1 caso) y curación de heridas profundas (2 casos), ya que ninguna de estas aves presentó anorexia ni exhibió signos de agresividad, fobia intensa o picoteo de plumas (Echols, 2004).

En la mayoría de los pacientes, lo que indicó que se había logrado la inducción fue la falta de resistencia por parte del ave, principalmente en sus miembros posteriores. Esto fue un indicador importante debido a que, por ser aves de presa, tienen gran fuerza en sus miembros y garras, por lo tanto la pérdida de tono y fuerza muscular fue un indicador

confiable de inducción de anestesia. Asimismo, se observó pérdida de tono muscular del cuello, por lo tanto pérdida de posición vertical de la cabeza.

La colocación de un tubo endotraqueal fue necesaria en todas las aves que fueron anestesiadas por más de 30 minutos, esto para regular de mejor forma la respiración durante la anestesia. Las aves que fueron anestesiadas para toma de radiografías y toma de muestras de sangre no fueron entubadas y se mantuvieron de forma adecuada con máscara, ya que eran procedimientos cortos.

En **quelonios**, el tiempo entre la administración de la anestesia inyectable y la obtención de una inducción adecuada fue de 25 minutos en promedio. La evaluación de la presencia o ausencia de tono muscular fue importante para determinar un nivel adecuado de anestesia, tomando en cuenta que el tono muscular en tortugas durante la inducción tiende a disminuir primero hacia dorsal y luego hacia caudal, lo último que se pierde es el tono de la cola (Mosley, 2005). Una tortuga relajada consistía en cabeza totalmente fuera del caparazón, sin tono muscular para meterla dentro del mismo, ausencia de tono muscular en miembros y cola. El tono mandibular sí se mantuvo un poco en la mayoría de tortugas anestesiadas, lo que dificultó la intubación y en algunos casos fue necesario el uso de lidocaína en spray. La apnea es común durante anestesia quirúrgica, por lo tanto se consideró indispensable la ventilación asistida en todo reptil anestesiado. Se considera que la apnea no necesariamente indica una profundidad anestésica excesiva, ya que muchas especies tienen la capacidad de aguantar la respiración durante la administración de agentes inhalatorios. Por lo anterior, la inducción con agentes inhalatorios no se recomienda en reptiles ya que algunas especies como la tortuga lagarto, puede aguantar la respiración por largos periodos de tiempo (Mader, 2006).

Los problemas durante la inducción en tortugas se dieron por dificultad para calcular una dosis adecuada de anestesia para cada individuo y difícil acceso venoso para administración de algunos anestésicos. Según Nevarez (2005), existe gran variabilidad en la respuesta fisiológica a la anestesia en reptiles, incluso entre miembros de la misma familia. El propofol fue utilizado en un caso de una tortuga lagarto, el cual debía ser administrado por vía endovenosa. Se buscó la vena dorsal de la cola, sin embargo su localización fue difícil y la administración del medicamento no fue por vía endovenosa en su totalidad, no se obtuvieron los efectos deseados y se tuvo que repetir la dosis.

En **mamíferos**, la inducción de anestesia fue realizada de forma efectiva y segura en todos los casos. Fue muy importante determinar el momento cuando era seguro manipular al animal, especialmente con animales potencialmente peligrosos como los grandes felinos, para lo cual resultó indispensable la experiencia y probar la respuesta del animal a estímulos externos repetidas veces. Solamente para la inducción del guepardo fue necesario repetir la inyección 2 veces, ya que al primer intento el animal se movió demasiado rápido dentro de la jaula y no permitió la administración total de la dosis. En el caso del león africano, fue importante la administración de diazepam oral antes de la tranquilización con xilacina, debido a que se buscaba una excitación mínima del animal por presentar problemas óseos degenerativos de columna. Asimismo, resultó ventajosa la administración de la xilacina antes de la ketamina, ya que permitió al animal vomitar antes de estar anestesiado y así evitar una broncoaspiración. Otro punto importante, en este caso, fue la estimulación mínima después de administrar la xilacina, ya que se ha demostrado que en algunos carnívoros la sedación inducida por la xilacina sola puede revertirse de forma inesperada si al animal es estimulado (Bush, 1996). El tiempo de inducción en felinos fue de 10 minutos.

En **primates**, el tiempo de inducción, desde que fue administrado el anestésico hasta que fue posible manipular al animal sin que presentara reacción, fue de 5 minutos en promedio. Se utilizaron dos métodos para sujeción física del animal: en jaula de contención y restricción manual, ambos resultaron satisfactorios para lograr la inyección y seguros para al animal y el personal. La restricción manual se utilizó en un lemur de 2kg, que fue aislado de los demás individuos de su encierro. Sin embargo fue necesaria la jaula de contención en un macaco por su mayor peso, fuerza y habilidad. La ketamina demostró ser un agente inductor adecuado y seguro para primates, sin embargo se observaron diferencias en la dosis utilizada según la especie, las cuales variaron desde 5.5mg/kg en un lemur y 10.6mg/kg en un macaco. En ambos casos se suplementó con isoflurano al 1.5% por máscara durante cinco minutos antes de intubar al animal.

En **mustélidos**, en el caso de la nutria, se logró una inducción adecuada a los cinco minutos de iniciada la administración de isoflurano.

3.3 Mantenimiento

En las **aves**, se logró un nivel de anestesia quirúrgica adecuado con porcentajes de isoflurano del 3% al inicio del procedimiento hasta el 1.5%, 15 minutos antes de terminada la cirugía. Una de las cirugías de ortopedia en un gavilán colirrojo, en la cual se colocaron un pin intramedular y fijador externo en húmero, tuvo una duración de 3 horas y 25 minutos. En esta cirugía, el isoflurano se mantuvo en 3% con 1.5L de oxígeno durante las primeras 2 horas de la anestesia, luego se disminuyó a 2.75% los siguientes 20 minutos, después a 2.5% durante la hora que siguió y la ultima media hora se mantuvo entre 2% y 1.5%. Estos resultados indican que fue necesario el doble de la concentración alveolar mínima (MAC), que en aves es de 1.4% de isoflurano, para lograr una profundidad anestésica adecuada para cirugía de ortopedia. A pesar de que se recomienda usar de 1.25 a 1.5 MAC para anestesia quirúrgica (Altman et al., 1997), este valor más elevado puede deberse a la necesidad de un plano más profundo, por tratarse de manipulación de huesos e introducción de pines que atraviesan la corteza y médula, que se consideran procedimientos dolorosos.

La ventilación de presión positiva se instauró desde el primer momento, y se mantuvo constante durante todo el evento anestésico. Esto fue importante ya que uno de los efectos del isoflurano es la depresión respiratoria, efecto que es aún mayor en aves debido a que la inspiración así como la espiración requieren de la actividad de los músculos de la caja torácica (Abou-Madi, 2001). Por lo tanto, la relajación de los músculos por acción del isoflurano tiene un impacto significativo en la respiración.

La posición tampoco demostró ventajas para la ventilación del ave, presentaba más bien un impedimento para el flujo del aire a través de los sacos aéreos. Se ha demostrado que el decúbito dorsal disminuye en un 40-50% el volumen tidal y en un 20-50% la frecuencia respiratoria, con un total de 10-60% de disminución en la ventilación por minuto. Esto es por la compresión de las vísceras sobre los sacos aéreos (Altman et al., 1997). Por lo citado anteriormente, y por ser necesaria la posición de decúbito dorsal para la mayoría de procedimientos quirúrgicos, se consideró necesario una ventilación positiva de 4 a 6 respiraciones por minuto, en todas las aves, independientemente de si se encontraban respirando por sí solas. En algunos casos se colocó al ave en decúbito esternal, para el abordaje dorsal del ala en la corrección de fracturas de húmero, tanto expuestas

como cerradas, en gavilanes colirrojos. Aunque el decúbito esternal puede ser una posición más normal para el ave, ya que no hay compresión de los sacos aéreos por estar estos arriba, se realizó ventilación asistida también en estas aves ya que no era posible evaluar los movimientos espontáneos de la caja torácica. Redig (1998) además recomienda que la presión ejercida debe elevar el pecho un poco más que durante la respiración normal, con una presión inspiratoria máxima de 12-15cm de H_2O.

Fue necesario eliminar secreciones que se acumularon en el tubo endotraqueal en una de las aves anestesiadas, un búho, después de sentir cierta resistencia a la ventilación asistida. A pesar de lo anterior, no se recomienda uso de rutina de drogas anticolinérgicas en aves, como la atropina o el glicopirrolato, ya que tienen el efecto de hacer más espesas las secreciones traqueobronquiales y la saliva (Echols, 2004), lo cual aumenta a su vez el riesgo de obstrucción de las vías respiratorias.

En **quelonios**, el mantenimiento de la anestesia fue adecuado con una concentración de isoflurano de 1-1.5% y 1L de oxígeno, para procedimientos con una duración máxima de 45 minutos. En **serpientes**, se obtuvieron buenos resultados con una concentración de 2.5-3% de isoflurano y 1-1.5L de oxígeno para mantenimiento de anestesia. En todos los reptiles se mantuvo ventilación asistida de tres a cuatro respiraciones por minuto.

La ventilación mecánica en reptiles es apropiada por varias razones prácticas. Primero, los reptiles expuestos a anestesia inhalatoria pueden respirar de manera infrecuente o esporádica, y por lo tanto, no se logra llegar a una profundidad anestésica adecuada. Además, la depresión respiratoria puede predisponer al paciente a hipoxia e hipercapnia. Las recomendaciones actuales son de dos a seis respiraciones por minuto, con un volumen tidal de 14-40ml/kg con una presión máxima de 10cm H2O. Cuando los reptiles se encuentran anestesiados, el impulso respiratorio disminuye de forma dramática. Las razones para esto no están del todo claras pero pueden estar relacionadas con la inspiración de oxígeno al 100% y el efecto negativo directo de la anestesia sobre el centro respiratorio (Mosley, 2005).

En los **mamíferos**, el mantenimiento de anestesia fue adecuado con isoflurano administrado por tubo endotraqueal, a una concentración promedio de 1-3%. En los primates se mantuvo la anestesia de forma adecuada con un valor de 1.25 MAC de isoflurano, que corresponde a 1.5% en el vaporizador, lo cual es más bajo que el 1.5 MAC

de isoflurano requerido para lograr un nivel de anestesia quirúrgica en la mayoría de las especies (Thurmon et al., 1996). Sin embargo, los primates fueron anestesiados para realización de examen físico, toma de radiografías y ultrasonido, procedimientos no invasivos y no dolorosos, para lo cual fue adecuado el nivel de anestesia logrado.

En los **felinos** se mantuvo la anestesia con isoflurano desde 1.5% (1 MAC) hasta 3% (2 MAC). En el león africano se logró una anestesia quirúrgica adecuada con un MAC de isoflurano de 1.4, que corresponde a 2% en el vaporizador. En la endoscopía realizada a un guepardo, fue necesario subir la concentración a 3% de isoflurano para realizar el procedimiento. Estas variaciones pueden reflejar diferencias por especie, las diferencias en los procedimientos realizados o bien ser efecto de la premedicación, ya que el león africano recibió diazepam tres horas antes del evento, a diferencia del guepardo que no recibió premedicación. Se ha demostrado que una premedicación adecuada disminuye los requerimientos de MAC para cualquier procedimiento, ya que se produce una depresión del sistema nervioso y por lo tanto se requiere menor cantidad de anestesia inhalatoria para lograr un estado de inconsciencia (Thurmon et al., 1996).

3.4 Monitorización

En **aves**, el monitoreo permitió evaluar a través del periodo anestésico la eficacia de la anestesia, así como el estado fisiológico del paciente. Tanto Redig (1998) como Echols (2004) enfatizan en que las aves requieren de un monitoreo constante, minuto a minuto, durante la anestesia. Las aves toleran períodos de apnea por un tiempo mucho más corto que los mamíferos, llevando rápidamente a paro cardiaco y muerte, con mínimas probabilidades de éxito de resucitación una vez que se pierde el latido cardiaco. Esto fue evidente en una lechucita que ingresó al hospital del WCV con importantes golpes y una fractura de radio-ulna. Fue anestesiada al día siguiente para reducir la fractura, posiblemente su estado no era estable aún y sufrió un paro cardiaco durante la anestesia. Se administró atropina y se realizó compresión de la caja torácica, pero no fue posible la resucitación. Debido a la estructura de la caja torácica en aves, el masaje cardiaco directo es difícil en estas especies.

Es importante considerar que el estrés por manejo anterior a la anestesia, puede aumentar la liberación de catecolaminas endógenas, que pueden afectar de forma

importante la función cardiaca debido a la mayor densidad de fibras simpáticas y parasimpáticos que recibe el corazón en comparación con mamíferos (Abou-Madi, 2001). El estrés causado por el miedo o la frustración del cautiverio varía con la especie (Pollock, 2002), por ejemplo, los gavilanes de Cooper son especies que toleran poco el manejo, y tienen una alta incidencia de paro cardiaco durante anestesia con isoflurano, sin ningún éxito reportado en la resucitación (Redig, 1998). En el WCV se atendieron tres aves de esta especie, las cuales requerían estar aisladas de las demás aves y la jaula tapada para evitar estimulación visual. Aunque no se usó anestesia en esta especie, se comprobó que el nivel de estrés era mucho mayor después de una restricción física, que a pesar de siempre realizarse por períodos muy cortos, provocaba evidentes alteraciones en la respiración del ave, su actitud se deprimía y requería varios minutos para recuperarse en la jaula, actitud que no fue observada en gavilanes colirrojos, búhos ni águilas calvas.

La frecuencia y ritmo cardiaco pudieron ser evaluados adecuadamente por medio de un estetoscopio pediátrico y Doppler de flujo. En algunas ocasiones se usó solamente el estetoscopio sobre el pecho del ave para monitoreo de frecuencia cardiaca, lo cual presentó ciertas limitaciones ya que por el tamaño reducido del ave, el cirujano llegaba a interferir muchas veces con el adecuado monitoreo y no era posible tener el estetoscopio sobre el pecho del ave de manera ininterrumpida. Además, la presión ejercida sobre el pecho para auscultar el corazón adecuadamente también podía impedir la expansión del pecho del ave. El Doppler resultó la herramienta más útil y efectiva para el monitoreo constante del ave durante anestesia, ya que su señal era emitida continuamente y se podía evaluar a su vez presión sanguínea con base en la fuerza de la señal.

La frecuencia respiratoria se evaluó por medio del movimiento del pecho del ave así como la bolsa.

Los reflejos fueron evaluados cada cinco minutos, sobre todo el palpebral y tono muscular de miembros y mandíbula.

En los **reptiles**, lo más importante para un adecuado monitoreo fue contar con la señal audible del detector de flujo Doppler, debido a la dificultad de auscultación que se presenta con las tortugas por la presencia del caparazón y plastrón, y en las serpientes anestesiadas por su tamaño tan pequeño. Asimismo, resultó mas importante detectar patrones de frecuencia cardiaca y no tanto valores normales para la especie. En todos los

casos, si la señal era constante desde el inicio, sin marcadas disminuciones, el evento anestésico se llevaba a cabo sin complicaciones, así como la recuperación. Cabe destacar que, por la dificultad de manejo de estos pacientes, especialmente las tortugas, no se estableció una frecuencia cardiaca normal en reposo antes de anestesiado, y por las grandes variaciones individuales que existen en reptiles, incluso dentro de su misma especie, no se considera tan útil usar un valor establecido para la especie.

La visualización directa de los movimientos respiratorios puede ser muy difícil en muchos reptiles, particularmente en quelonios y especies pequeñas, como pudo ser comprobado con las tortugas y serpientes pequeñas anestesiadas. En ambas especies se realizó ventilación asistida durante todo el período anestésico.

En los **mamíferos** fue de importancia la determinación de la saturación de oxígeno, la cual tiene relación cercana con la oxigenación de la sangre arterial. Se detectaron valores inciales de 93% en felinos, 92% en primates y 98% en mustélidos. Al final de la anestesia los valores fueron de 100% en felinos, 99% en primates y menos de 95% en mustélidos. Todos los mamíferos mostraron hipoxemia leve al inicio de la anestesia, con excepción de la nutria. Al final de la anestesia mejoró la saturación tanto en felinos como en primates, sin embargo en la nutria disminuyó al grado de hipoxemia leve. La lectura de los valores fue constante durante el procedimiento, no se detectaron artefactos que interfirieran con las mediciones ni cambios en el paciente que dificultaran la lectura, como puede suceder con la vasoconstricción periférica al avanzar el periodo anestésico.

La frecuencia cardiaca medida por los monitores fue siempre verificada mediante la auscultación directa, ya que los equipos pueden detectar ciertas señales como artefactos por efecto de movimientos del paciente, mal contacto de los sensores o electrodos, y otras variables que pueden dificultar la medición precisa de estos valores.

Tanto en aves, como en reptiles y mamíferos se utilizaron medidas para evitar la hipotermia esperada durante la anestesia. Solamente en mamíferos se midió la temperatura durante la anestesia, y se pudo determinar que el sistema de aire caliente forzado es adecuado para evitar caídas de temperatura considerables, que pueden afectar la recuperación del paciente.

3.5 Recuperación

En **aves** la recuperación de la anestesia es un período crítico (Gunkel y Lafortune, 2005). La administración de oxígeno, ya sea por tubo endotraqueal o a través de máscara, puede ayudar a la recuperación, lo cual se pudo evidenciar con las aves anestesiadas. El posicionamiento del ave es muy importante, y el clínico debe verificar que la ventilación del ave no vaya a estar comprometida durante la recuperación. Algunas veces, para acelerar el proceso de recuperación, se balancea al ave de lado a lado, sin embargo estos cambios rápidos de posición pueden llevar a cambios hemodinámicos negativos, por lo tanto no es un procedimiento recomendado. En todos los casos se sostuvo al ave en posición vertical, dando soporte a la cabeza y sosteniendo las alas cerca al cuerpo del ave para evitar agitación excesiva durante la recuperación.

En **reptiles,** la recuperación fue prolongada en la mayoría de los casos, aproximadamente 30 minutos para las tortugas. Esto fue un resultado esperado, ya que la eliminación de la anestesia depende especialmente de los procesos metabólicos del animal, por lo tanto un metabolismo lento influye sobre el efecto de la anestesia y su duración. Durante este tiempo lo más importante fue la ventilación asistida, con aire atmosférico, para lograr que respiraran por su cuenta. En un caso de una tortuga lagarto, anestesiada con propofol, no fue posible lograr la recuperación de la anestesia, lo cual puede deberse a una dosis excesiva de anestesia que deprimió en exceso la respiración.

En **mamíferos**, las complicaciones observadas durante la recuperación fueron convulsiones y sedación prolongada. En el caso del gato pescador, este presentó hiperexcitación inicial y tuvo una convulsión 35 minutos después de recibir la inyección para revertir el efecto de anestesia. Después presentó tres convulsiones más, las cuales fueron cada vez más cortas en duración. Las convulsiones durante la recuperación pueden haber sido consecuencia de una mayor dosis de anestésicos utilizados que la planeada, ya que se calculó mal el peso del animal, el cual resultó ser un animal muy delgado.

El tiempo de recuperación varió de un par de horas a casi 12 horas, siendo la recuperación del león africano la más prolongada de todas. Este animal debió recibir 2 dosis del agente para revertir la anestesia, atipemazol, ya que después de la primera dosis continuaba muy sedado.

4. CONCLUSIONES

- El conocimiento de las adaptaciones del sistema cardiopulmonar, en particular la presencia de sacos aéreos en aves, así como características fisiológicas, como el bajo metabolismo de los reptiles, es fundamental para una anestesia eficiente y segura.

- La anestesia inhalada ofrece la ventaja de una rápida inducción y recuperación, así como mayor facilidad para controlar la profundidad anestésica, siendo el isoflurano el anestésico inhalatorio de elección en aves por su alto margen de seguridad, pocos efectos cardiopulmonares y rapidez de inducción y recuperación, lo cual es de gran importancia para el manejo de animales silvestres.

- Los protocolos de inducción con anestésicos inyectables en mamíferos no domésticos y reptiles deben adecuarse a la especie así como al individuo en particular, debido a las grandes diferencias que existen en la respuesta a los mismos anestésicos, las cuales son determinadas por la especie en particular y la situación en la cual se realiza la anestesia, ya sea inmovilizando animales de vida libre o de cautiverio.

- La monitorización constante y cuidadosa del paciente bajo anestesia permite evaluar los cambios fisiológicos que suceden en el animal, así como actuar con eficacia y rapidez ante cualquier desequilibrio, siendo el Doppler de flujo una alternativa adecuada para la auscultación directa por su buen funcionamiento en animales silvestres, ya que ayuda a evaluar parámetros cardiopulmonares en especies de difícil monitoreo, como son los reptiles pequeños y las aves, tomando en cuenta que son de mayor importancia los patrones generales que los valores individuales.

- La ventilación asistida así como el control de la temperatura corporal son acciones que permiten un buen manejo del paciente bajo anestesia y a la vez favorecen una rápida recuperación.

5. RECOMENDACIONES

- Reevaluar los protocolos de anestesia que están siendo utilizados en animales silvestres en nuestro país, en especial aves y reptiles, los cuales deben adaptarse a las necesidades y características especiales de cada especie para lograr un evento anestésico exitoso.

- Utilizar agentes inhalatorios, como el isoflurano, como primera elección para inducción y mantenimiento de anestesia en aves y para mantenimiento de anestesia en reptiles y mamíferos cuando se requiere un período prolongado de anestesia.

- Fomentar el interés en el uso de equipo para monitoreo durante la anestesia para un mayor control sobre el evento anestésico en animales silvestres, que a la vez impulse el uso de anestesia de manera más frecuente y segura.

- Participar de manera más activa en investigaciones de campo de vida silvestre como médico veterinario, en conjunto con biólogos y otros profesionales, para adquirir y reforzar experiencia en inmovilización de animales silvestres de nuestro país.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abou-Madi, N. 2001. Avian anesthesia. Vet. Clin. North. Am. Exotic. Anim. Prac. 4: 147-166.

Altman, R., S. L. Clubb, G. M. Dorrestein, & K. Quesenberry. 1997. Avian medicine and surgery. 1st. ed. Saunders, Philadelphia.

Arguedas, R. 2002. Práctica dirigida medicina veterinaria de animales silvestres en cautiverio. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional de Costa Rica, Heredia, C.R.

Bailey, J. E., & L. S. Pablo. 1998. Anesthetic monitoring and monitoring equipment: application in small exotic pet practice. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 7: 53-60.

Bennet, R. A. 1998. Reptile anesthesia. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 7: 30-40.

Beynon, P. H. & J. E. Cooper (eds.). 1999. Manual de animales exóticos. Harcourt Brace, Barcelona.

Boedeker, N. C., J. W. Carpenter, & D. E. Mason. 2005. Comparison of body temperatures of pigeons (*Columba livia*) anesthetized by three different anesthetic delivery systems. J. Avian. Med. Surg. 19 : 1-6.

Bright, P. 2005. Entrevista con la doctora Patricia Bright. Jefe de Servicios Veterinarios. Wildlife Center de Virginia, Virginia, EEUU. 20 de Set.

Bush, M. 1996. Methods of capture, handling and anesthesia. p. 25-40. *In* Kleiman, D., M.E. Allen, K.V. Thompson, & S. Lumpkin (eds.). Wild mammals in captivity: principles and techniques. University of Chicago, Chicago.

Carpenter, J. W. 2002. A veterinarians' approach to nontraditional pets. Exot. Health. 1: 1-4.

Curro, T. G. 1998. Anesthesia of pet birds. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 7: 10-21.

Curro, T. G. 2002. Large cat anesthesia. [en línea] http://www.vin.com/Members/ Proceedings/Proceedings.plx?CID=wvc2002&PID=pr01136&O=VIN. (Consulta: 3 mar. 2007).

Drews, C. (ed). 2002. Rescate de fauna en el neotrópico. Editorial UNA, Heredia, C.R.

Echols, M.S. 2004. Avian anesthesia. [en línea] http://www.vin.com/ Members /Proceedings/ Proceedings.plx?CID=wvc2004&PID=pr05753&O=VIN. (Consulta: 3 mar. 2007).

Faunt, K. 2006. The preoperative physical examination and interpretation of preoperative blood work. [en línea] *In* North American Veterinary Conference. Jan. 11-15. NAVC, Orlando, Fl. http://www.ivis.org/proceedings/NAVC/2006/SAE/030.asp?LA=1. (Consulta: 10 may. 2007).

Fowler, M. E. 1999. Zoo and wild animal medicine: current therapy 4. Saunders, Philadelphia.

Fudge, A. 2000. Laboratory medicine: avian and exotic pets. Saunders, Philapelphia.

Gunkel, C. & M. Lafortune. 2005. Current techniques in avian anesthesia. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 14: 263-276.

Hernández, J. 1999. Costa Rica : propuesta de un modelo para el rescate de su fauna silvestre. pp. 203-214. *In* C. Drews, (ed). Rescate de fauna en el neotrópico. Editorial UNA, Heredia, C.R.

Harris, C. 2005. Entrevista con la doctora Camille Harris. Veterinario Interno del Programa de Internado en Vida Silvestre y Conservación. Widlife Center de Virgina, Virgina, EEUU. 30 de Set.

Jiménez, M. (ed). 1999. Plan de manejo de Zoo Ave. Fundación Restauración de la Naturaleza, Alajuela, C.R.

Jiménez, M. 2005. Entrevista con el doctor Mauricio Jiménez. Académico de la Rotación de Especies Menores y Silvestres. Escuela de Medicina Veterinaria, Heredia, C.R. 10 de Jun.

Johnson, D. 2004. Anesthesia, perioperative, and supportive care of exotic animals. [en línea]. http://www.vin.com/Members/Proceedings/Proceedings.plx?CID. (Consulta: 3 mar. 2007).

Joyner, P. 2005. Entrevista con la doctora Priscilla Joyner. Veterinario Residente del Programa de Residencia en Medicina de Zoológicos. Wildlife Center de Virgina, Virgina, EEUU. 6 de Oct.

Knotek, Z. 2004. Anesthesia in reptiles. [en línea]. *In* 5th Scientific Meeting of the European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians. May. 19-23. EAZWV, Ebeltoft. http://www.ivis.org/proceedings/eazwv/2004/toc.asp. (Consulta: 12 feb. 2007).

Ludders, J. 2001. Inhaled anesthesia for birds. [en línea]. http://www.ivis.org/advances/Anesthesia_Gleed/ludders2/chapter_firm.asp. (Consulta : 10 may. 2006).

Mader, D. 1996. Reptile medicine and surgery. 1st ed. Saunders, Philadelphia.

Mader, D. 2006. Reptile medicine and surgery. 2nd ed. Saunders, Philadelphia.

Meza, T., & A. Bonilla. 1990. La crisis de los ecosistemas en Costa Rica y la protección de las áreas naturales. pp. 15-20. *In* Áreas naturales protegidas de Costa Rica. Editorial Tecnológica de Costa Rica, Cartago, Costa Rica.

Mosley, C. A. 2005. Anesthesia and analgesia in reptiles. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 14: 243-262.

Mullineaux, E. (ed). 2003. Manual of wildlife casualties. BSAVA, England.

Nevarez, J. G. 2005. Monitoring during avian and exotic pet anesthesia. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 14: 277–283.

Paul-Murphy, J. & J. Fialkowski. 2001. Injectable anesthesia and analgesia of birds. [en línea]. New York. http://www.ivis.org/advances/Anesthesia_Gleed/paul/chapter_frm.asp?LA=1. (Consulta: 12 feb. 2007).

Pollock, C. 2002. Postoperative management of the exotic animal patient. Vet. Clin. North.

Sánchez, C. 2005. Entrevista con el doctor Carlos Sánchez. Veterinario del Área de Servicios Médicos. National Zoological Park, Washington, EEUU. 11 de Nov.

Tell, L. 2006. Handling, restraint and anesthesia for birds. [en línea]. http://www.vin.com/Members/Proceedings/Proceedings.plx?CID=WVC2006&PID=12271&Category=1897&O=VIN. (Consulta: 3 mar. 2007).

Thurmon, J. C., W.J. Tranquilli, & G.J. Benson. 1996. Lumb and Jones' veterinary anesthesia. 3rd ed. Williams and Wilkins, Baltimore.

Redig, P.T. 1998. Recommendations for anesthesia in raptors with comments on trumpeter swans. Semin. Avian. Exotic. Pet. Med. 7: 22-29.

Sleeman, J.M., & E.E. Clark. 2003. Clinical wildlife medicine: a new paradigm for a new century. J. Avian. Med. Surg. 1: 33-37.

Suedmeyer, K. 2003. Chemical immobilization and capture [en línea]. http://www.vin.com/Members/Proceedings/Proceedings.plx?CID=wvc2003&PID=pr03408&O=VIN. (Consulta: 3 mar. 2007).

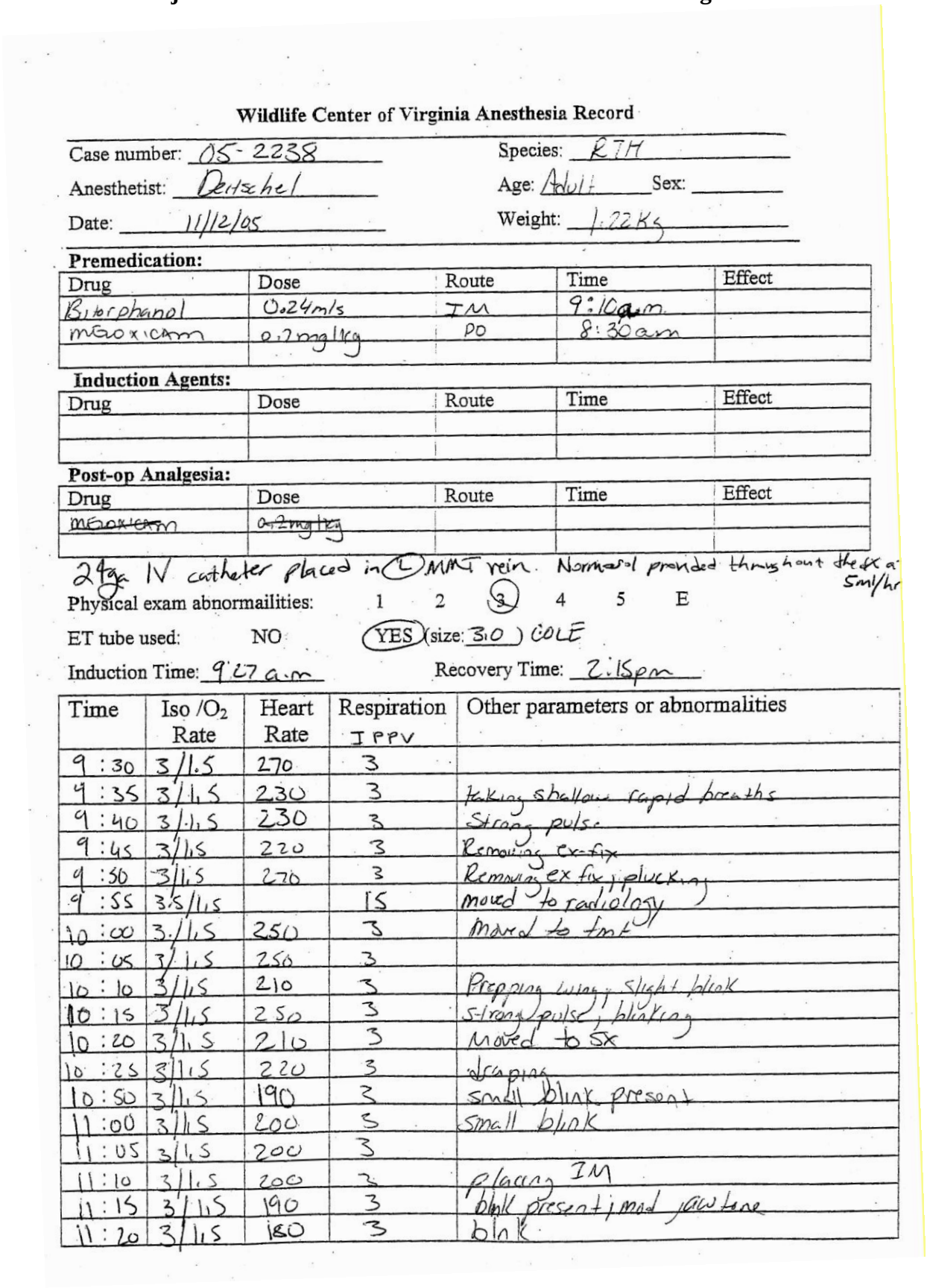
7. ANEXOS

ANEXO 1

Detector de flujo sanguíneo ultrasónico Doppler

ANEXO 2

Hoja de anestesia utilizada en el Wildlife Center de Virginia



Wildlife Center of Virginia Anesthesia Record

Case number: 05-2238 Species: RTH

Anesthetist: Dechel Age: Adult Sex: _____

Date: 11/12/05 Weight: 1.22 Kg

Premedication:

Drug	Dose	Route	Time	Effect
Butorphanol	0.24 ml/s	IM	9:10 a.m.	
meloxicam	0.2 mg/kg	PO	8:30 am	

Induction Agents:

Drug	Dose	Route	Time	Effect

Post-op Analgesia:

Drug	Dose	Route	Time	Effect
~~meloxicam~~	~~0.2 mg/kg~~			

24ga IV catheter placed in (L) MMT vein. Normosol provided throughout the ex a 5ml/hr

Physical exam abnormalities: 1 2 (3) 4 5 E

ET tube used: NO (YES) (size: 3.0) COLE

Induction Time: 9:27 a.m Recovery Time: 2:15pm

Time	Iso /O_2 Rate	Heart Rate	Respiration IPPV	Other parameters or abnormalities
9:30	3/1.5	270	3	
9:35	3/1.5	230	3	taking shallow rapid breaths
9:40	3/1.5	230	3	strong pulse
9:45	3/1.5	220	3	Removing ex-fix
9:50	3/1.5	270	3	Removing ex fix, plucking
9:55	3.5/1.5		15	moved to radiology
10:00	3/1.5	250	3	moved to tmt
10:05	3/1.5	250	3	
10:10	3/1.5	210	3	Prepping wing, slight blink
10:15	3/1.5	250	3	strong pulse, blinking
10:20	3/1.5	210	3	Moved to Sx
10:25	3/1.5	220	3	draping
10:50	3/1.5	190	3	small blink present
11:00	3/1.5	200	3	small blink
11:05	3/1.5	200	3	
11:10	3/1.5	200	3	placing IM
11:15	3/1.5	190	3	blink present; mod jaw tone
11:20	3/1.5	180	3	blink

ANEXO 3

Hoja de anestesia utilizada en el National Zoological Park (pag. 1)

Anesthesia Records Report - Individual Specimen
NATIONAL ZOOLOGICAL PARK

Scientific Name: ***ACINONYX JUBATUS (no subsp)*** Accession #: **111337**
Common Name: **CHEETAH** **Female**
Name: **WINONA** Birth: **20.Mar.1992**
Age: **12Y 2M 5D**

Baseline Data >>
Health: Normal - class I
Preanesthetic Fasting: 24-48 hours
Activity: active
Immobilized in small enclosure (as an isolated animal).
Body weight: 44 Kg (97.0 Lb) Veterinarian: CS
Recorded by: JLK

Immobilization Data >>
Initial dose given at 8:20
Showed initial drug effects at 9 min (8:29)
Recumbent at 29 min (8:49)
Endotracheal tube size: 12
No anesthetic complications.
Anesthetic induction was excellent
Muscle relaxation was excellent
Overall rating for anesthesia: excellent

Recovery Data >>
Recovery was normal
Remained heavily sedated at 10:48
Recovered to mild sedation by 10:51

Drug Data >>

Drugs given *dosage*	Amount *Route*	Time	Effect produced	Bottle #
XYLAZINE *1.59 mg/kg*	70 mg *polesyringe - i.m.*	8:20	mild sedation @9 min	
KETAMINE *2.00 mg/kg*	88 mg *polesyringe - i.m.*	14 min	sedation @10 min	21-03
MIDAZOLAM *60.227mcg/kg*	2.65 mg *polesyringe - i.m.*	14 min	sedation @10 min	
ISOFLURANE	3 % *facemask*	26 min	light anesthesia @1 min	
ISOFLURANE	1 % *endotracheal tube*	38 min	light anesthesia @1 min	
ISOFLURANE	0.5 % *endotracheal tube*	133 min	light anesthesia @1 min	
ISOFLURANE	0 % *endotracheal tube*	142 min	sedation @6 min	
YOHIMBINE *62.500mcg/kg*	2.75 mg *intravenous catheter*	145 min	sedation @3 min	
YOHIMBINE *62.500mcg/kg*	2.75 mg *handsyringe - i.m.*	145 min	sedation @3 min	

ANEXO 4

Hoja de anestesia utilizada en el National Zoological Park (pag. 2)

Scientific Name: ***ACINONYX JUBATUS (no subsp)*** Accession #: **111337**
Common Name: **CHEETAH** **Female**
Name: **WINONA** Birth: **20.Mar.1992**

Drugs given dosage	Amount Route	Time	Effect produced	Bottle #
RINGER'S SOLUTI	500 ml *intravenous catheter*	37 min		
PENICILLIN G PR	3.3 ml *handsyringe - i.m.*	128 min		

Physiological Data >>

Time	Body Temperature	Heart rate	Resp. rate	O2 Sat.	Blood Pressure
8:48	38.7C (101.7F)	80	20		
8:56	38.7C (101.7F)	80	24		
9:02		81	20	95	
9:05		79	17	97	
9:12				96	
9:17	38.0C (100.4F)	80	21	98	
9:22		56	22	92	
9:38		82			142/103
9:38		80	20		
9:43	38.1C (100.6F)				
9:51	37.7C (99.9F)	80	12		
9:54		75	13	100	
9:58	37.6C (99.7F)	76	8	100	
10:04		77	14	98	131/87
10:14		74	18		132/92
10:17	37.1C (98.8F)	80	20		116/83
10:22		73			119/79
10:30		74		98	114/79
10:33		76			112/78
10:36	36.6C (97.9F)	76			114/74

Comments >>