

**Universidad Nacional
Facultad Ciencias de la Salud
Escuela de Medicina Veterinaria**

**Pasantía en el Servicio de Medicina Zoológica del Hospital
Veterinario de Docencia de Louisiana State University,
Estados Unidos**

Modalidad: Pasantía

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

Julio Andrés Ruiz Cordero

Campus Presbítero Benjamín Núñez, Heredia

2020

1

TRIBUNAL EXAMINADOR

Rafael Vindas Bolaños, Ph.D.
Decano Facultad de Ciencias de la Salud




Julia Rodríguez Barahona, Ph.D.
Representante de Escuela de Medicina Veterinaria



Alejandra Calderón Hernández, M.Sc.
Tutora



Randall Arguedas Porras, M.Sc.
Lector



Graciela Aguilar Campos, Lic.
Lectora



Fecha: 05/03/2020

DEDICATORIA

A mis abuelos, Carlos y Carmen por siempre creer en mí. Sus enseñanzas siempre me inspirarán a perseguir lo que merezco.

A mis padres, Irma y Julio por apoyarme durante todo el camino para cumplir mis sueños.

Mi éxito siempre será un reflejo de su amor.

AGRADECIMIENTOS

Gracias a Louisiana State University por recibirme y permitirme vivir una de las experiencias más agradables y enriquecedoras durante mi formación profesional.

Al Dr. Javier Nevarez, al Dr. Thomas Tully, al Dr. Mark Mitchell, a la Dra. Kelly Rockwell, a Jordan Padlo, a los estudiantes que formaron parte de los grupos de rotación y el resto del personal del Veterinary Teaching Hospital de LSU. Les agradezco por recibirme y hacerme sentir como en casa, por todas las enseñanzas y consejos, su asertividad, su confianza y disposición para apoyarme con mi Trabajo Final de Graduación, por hacerme parte del grupo y por todas las rondas después de la jornada laboral.

A la Dra. Alejandra Calderón por ser una excelente tutora y consejera durante el proceso del Trabajo Final de Graduación. Agradezco mucho su gran disponibilidad, consejos y paciencia durante el año.

A la Dra. Graciela Aguilar por su disponibilidad y todos los consejos que me permitieron prepararme mejor para tener una excelente experiencia durante mi pasantía.

Al Dr. Randall Arguedas por su disponibilidad y por ser un ejemplo para los estudiantes y médicos veterinarios que desean desenvolverse el área de la medicina zoológica.

A Diana, Irene y Estefanía. La universidad no solo me dio excelentes compañeras y futuras colegas, sino amigas para el resto de mi vida. Gracias por motivarme siempre a perseguir mis sueños profesionales. El camino no habría sido el mismo sin todos esos momentos que viví con ustedes durante estos años. Gracias a Luis Diego por escucharme y apoyarme enormemente durante todo el proceso de la pasantía. Gracias a todos los amigos que me acompañaron durante este periodo y que siempre están ahí.

Gracias Universidad Nacional por formarme como médico veterinario y apoyarme a vivir esta experiencia inigualable.

Agradezco a mis padres Irma y Julio, a mis hermanos José Pablo y Mariana y a mis abuelos Carlos y Carmen, por siempre creer en mí, escucharme, aconsejarme y apoyarme durante toda la carrera.

Gracias a todos los pacientes que me han enseñado tanto. Siempre serán la fuente de mi inspiración para hacer lo que hago.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

TRIBUNAL EXAMINADOR.....	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	iv
ÍNDICE DE CUADROS.....	vi
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes.....	1
1.2. Justificación.....	3
1.3. Objetivos	4
1.3.1 Objetivo General.....	4
1.3.2. Objetivos Específicos	4
2. METODOLOGÍA.....	5
2.1. Lugar de realización de la pasantía y jornada de trabajo	5
2.2. Descripción del lugar de trabajo	5
2.2.1. Hospital Veterinario de Docencia (VTH)	5
2.2.2. Servicio de Medicina de Zoológico (ZMS).....	6
2.3. Registro de datos	7
2.4. Cronograma	8
3. RESULTADOS	9
3.1. Resultados generales.....	9
3.2. Examen físico / Examen Objetivo General (EOG)	14
3.2.1. Toma de la historia	14
3.2.2. Revisión física del paciente.....	14
3.3. Sujeción física y química	15
3.3.1. Sujeción física.....	15
3.3.2. Sujeción química	23
3.4 Herramientas diagnósticas.....	24
3.4.1 Imágenes diagnósticas.	24
3.4.2 Pruebas sanguíneas.....	26
3.4.3 Otras pruebas de laboratorio.....	26

5. CASO CLÍNICO	28
6. CONCLUSIONES	33
7. RECOMENDACIONES	34
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
6. ANEXOS	39

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Cronograma de trabajo.....	8
Cuadro 2. Procedimientos quirúrgicos en los que se participó durante la pasantía y especies.....	13
Cuadro 3. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en aves durante la pasantía según orden.	16
Cuadro 4. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en mamíferos durante la pasantía.....	19
Cuadro 5. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en reptiles durante la pasantía según orden.	21

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución porcentual de pacientes atendidos según clase animal.	9
Figura 2. Distribución de casos atendidos de la clase Aves según su orden.....	10
Figura 3. Distribución de casos atendidos la clase Mammalia según su orden.	10
Figura 4. Distribución de casos atendidos de pacientes de la clase Reptilia según su orden.....	11
Figura 5. Distribución de pacientes según lugar de procedencia.....	11
Figura 6. Distribución de pacientes silvestres atendidos según clase.	12
Figura 7. Distribución de casos atendidos de mascotas exóticas según clase.....	12
Figura 8. Especies que representaron la mayor cantidad de casos huérfanos atendidos.....	13
Figura 9. Tortuga jeroglífica (<i>P. concinna</i>) al momento de ingreso. Sufre de una fractura de la segunda escama costal y cuarta escama marginal izquierdas e involucramiento de la segunda placa costal izquierda y exposición del mesodermo.....	28
Figura 10. Radiografías de tortuga jeroglífico (<i>P. concinna</i>) atropellado por un auto. A. Vista dorsoventral. B. Vista laterolateral izquierda. C. Vista Craneocaudal. Las fracturas se encuentran señaladas por flechas en cada una de las vistas.	29
Figura 11. Lesiones de tortuga jeroglífica (<i>P. concinna</i>) después de finalizada la terapia de cierre asistido por vacío y sulfadiazina de plata. A. Fractura izquierda. B. Fractura derecha.	31
Figura 12. Reparación de fracturas del caparazón de tortuga jeroglífica (<i>P. concinna</i>). A. Prótesis de PLA cubierta con pegamento de uretano. B. Caparazón reparado tras pulir el excedente del pegamento.	32
Figura 13. Tortuga jeroglífica (<i>P. concinna</i>) al momento de su liberación en un lago de la ciudad de Baton Rouge, Louisiana.....	32

LISTA DE ABREVIATURAS

ACZM: Colegio Americano de Medicina Zoológica

ALP: Fosfatasa Alcalina

AST: Aspartato Aminotransferasa

CK: Creatina quinasa

CT: Tomografía computarizada

DVM: Doctor en Medicina Veterinaria

ECZM: Colegio Europeo de Medicina Zoológica

GGT: Gamma glutamil transpetidasa

IM: Intramuscular

LADDL: Louisiana Animal Disease Diagnostic Laboratory

LSU: Louisiana State University

M.Sc: Máster en ciencias

PCR: Reacción en Cadena de la Polimerasa

PhD: Doctor en filosofía

PLA: Ácido poliláctico

PO: Vía oral

SC: Subcutáneo

US: Ultrasonido

VTH: Hospital Veterinario de Docencia

ZMS: Servicio de Medicina Zoológica de Louisiana State University

RESUMEN

Se presentan los resultados de una pasantía de 320 horas realizada en el Servicio de Medicina Zoológica del Hospital Veterinario de Docencia de Louisiana State University del 6 de mayo al 8 de julio de 2019. Durante este periodo, se participó en la atención de 250 casos, de los cuales 177 fueron casos de animales silvestres (71%), 61 de mascotas exóticas (24%) y 12 de animales de centros de manejo de fauna silvestre (5%). Los pacientes correspondieron a 130 aves (52%), 95 mamíferos (38%) y 25 reptiles (10%). Se atendieron 85 pacientes huérfanos y se participó en 13 cirugías.

Se participó en los exámenes físicos, sujeciones físicas y químicas y en la interpretación de exámenes complementarios de diferentes especies de las tres clases, lo cual es descrito en el presente documento. Además, se describe el lugar de trabajo, la casuística de la pasantía y el caso de una paciente tortuga jeroglífica (*Pseudemys concinna*) silvestre que sufrió dos fracturas en su caparazón, las cuales fueron reparadas.

ABSTRACT

Results from an internship at the Zoological Medicine Service from Louisiana State University's Veterinary Teaching Hospital during the period between May 6th to July 8th, 2019 are presented. During that period 244 cases were attended of which 177 were wildlife (71%), 61 were exotic pets (24%) and 12 wild animals in zoos and private collections (5%). The patients attended were 130 birds (52%), 95 mammals (38%) and 25 reptiles (10%).

Physical exams, physical and chemical restrictions and complementary tests were practiced in different species from the three animal classes mentioned, which are described in the document. Additionally, there can be found a description of the place, statistics of the cases attended and a case from a wild River cooter turtle (*Pseudemys concinna*) that suffered a fracture in its shell, which was repaired.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

El territorio de Costa Rica comprende 51 042.8 km², cifra que representa el 0.03% de la superficie terrestre. A pesar de ser un país pequeño, tiene un alto valor biológico ocupando aproximadamente el vigésimo puesto de las naciones más biodiversas con más de 90 000 especies descritas, representando el 4.5% de la biodiversidad del planeta (Obando 2007; Aguilar-Orozco 2017). Cuando se trata de la cantidad de especies esperada por área, el número incrementa superando las 500 000 especies, es decir, el 3.6% de las especies esperadas en la Tierra; debido a esto, se considera el país con mayor densidad de especies en el mundo (Obando 2007; Kohlmann 2011).

Considerando como ejemplo el subfilo Vertebrata del reino Animalia, en Costa Rica se han descrito aproximadamente 857 especies de aves, 226 de reptiles, 183 de anfibios, 239 de mamíferos, 135 de peces de agua dulce y una gran cantidad de peces marinos; estimándose 28.2 especies de vertebrados (excluyendo peces) por cada 1000 km² (Obando 2007; Kohlmann 2011; Aguilar-Orozco 2017). Esto constituye el 79% de la cantidad de especies de vertebrados esperada en Costa Rica. Este grupo ejemplifica la gran densidad de especies en el país, la cual supera por mucho a la de Ecuador, el segundo país con mayor densidad de vertebrados que cuenta con 9.2 especies/1000 km² (Obando 2007; Kohlmann 2011).

Desafortunadamente la fauna de Costa Rica ha enfrentado múltiples desafíos. Los aumentos de la población, urbanización y producción agropecuaria en un corto tiempo han provocado altas tasas de deforestación (Rosero-Bixby y Palloni 1998). Entre los años 1800 y 1960 la cobertura boscosa de Costa Rica se redujo en un 40%; para el período entre los años 1979 y 1986 se deforestó aproximadamente 39 000 ha. por año y la contaminación, la cacería y tráfico ilegal de fauna silvestre son una amenaza creciente para estos animales (Rosero-Bixby y Palloni 1998).

El Sistema Nacional de Áreas de Conservación afirma que al menos 85 especies de aves, 15 de mamíferos, 81 de anfibios y 28 de reptiles se encuentran en estado vulnerable o amenazado según los criterios de la lista roja de especies amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), y 17 especies de aves, 13 de mamíferos, 2 de anfibios y 8 de reptiles podrían estar en alto riesgo de extinción o extintas (MINAE-SINAC-CONAGEBIO-FONAFIFO 2018). Las mayores causas del estado de conservación negativo de estas especies son la fragmentación del hábitat, su caza y el tráfico ilegal (Fallas-Paniagua 2012; MINAE-SINAC-CONAGEBIO-FONAFIFO 2018).

Las amenazas a la biodiversidad se han combatido con la creación de varias leyes a favor de la conservación, entre ellas la Ley de Conservación de la Vida Silvestre No. 7317 (1992). Esta última protege la fauna del tráfico y caza ilegal y al mismo tiempo controla la calidad de establecimientos que manejan vida silvestre como los zoológicos (Aguilar-Orozco 2017), los cuales tienen un papel muy significativo en la conservación de fauna de forma *ex situ* (fuera de su hábitat) (Conde 2013).

Durante años, los zoológicos han albergado diversas especies de animales en peligro de extinción con la intención de reproducir y reintroducir ejemplares en sus nichos originales (Conde 2013). Estos centros han generado información científica sobre etología, patología, tratamientos, genética y reproducción natural y asistida y mucha de esta información ha sido utilizada en otros esfuerzos de conservación *in situ* (dentro de su hábitat) (Conde 2013). Consecuentemente, se han creado redes de investigación entre gobiernos, zoológicos y universidades y esta información se socializa con la población general gracias al fácil acceso a los zoológicos, en donde además de compartir datos de sus investigaciones también educan al público en otros temas de conservación (Conde 2013).

Algunos zoológicos funcionan como centros de rescate, donde animales silvestres que son encontrados, decomisados o presentan alguna condición de salud son atendidos y puestos en libertad cuando su condición lo permite. Por el contrario, cuando los animales se encuentran inhabilitados de volver a la vida en libertad, los zoológicos han servido como su albergue. Este último aspecto es de gran relevancia en Costa Rica donde la interacción de fauna silvestre con humanos es frecuente, provocando en algunas ocasiones que los animales sufran accidentes como atropellos y electrocuciones, entre otros (Carvajal y Díaz 2015; Jiménez et al. 2018).

Las limitaciones de presupuesto y espacio, riesgo de domesticación, exposición a enfermedades para el personal, visitantes y otros animales requieren de estudios de factibilidad por parte de los zoológicos para mantener las diferentes especies en cautiverio (Conde 2013). Los requerimientos específicos del alojamiento, nutrición, comportamiento, movilización de animales desde ambientes *in situ* hacia ambientes *ex situ* o viceversa y entre zoológicos (Conde 2013), revisiones médicas periódicas y elaboración de programas de reproducción hacen que los zoológicos requieran de personal especializado en el manejo de animales silvestres en cautiverio (Deem 2007). Por lo tanto, el perfil del médico veterinario resulta indispensable en el manejo de los zoológicos, al tratarse del profesional con conocimientos en medicina preventiva, poblacional, bienestar animal, reproducción y nutrición (Arguedas 2002).

Ante esta necesidad, en la década de los setenta se estableció la medicina de zoológico como una especialidad de la medicina veterinaria en los Estados Unidos de América (ACZM 2018). Poco tiempo después esta especialidad fue reconocida en otros países. La medicina de animales de zoológico consiste en la capacitación de médicos veterinarios en diferentes ramas como la medicina poblacional, preventiva y comparativa, epidemiología, cuidados intensivos, reproducción, entre muchos campos más enfocados a pacientes silvestres en cautiverio (Deem 2007).

Además de proveer el cuidado médico de los animales silvestres en cautiverio y de asegurar su bienestar general, los médicos veterinarios de zoológico tienen otros roles en la medicina de la conservación. Estos profesionales son parte de estudios de enfermedades de interés para de especies amenazadas, en animales de zoológicos que funcionan como centinelas para patologías emergentes de humanos y otros animales en el área, realizan vigilancia de las enfermedades en animales silvestres tomando en cuenta la relación vida silvestre-animales domésticos-humanos-ambiente (bajo el concepto “*One Health*”),

contribuyen en diferentes campos de la medicina comparativa y colaboran en la exploración y descubrimiento de otras formas de vida (Deem 2015).

Costa Rica cuenta con varios sitios que manejan fauna silvestre a lo largo del territorio, entre los que destacan el Parque Zoológico Simón Bolívar, Centro de Conservación Santa Ana, Centro de Rescate ZooAve, Zoológico La Marina, Centro Herpetológico de Santa Ana, Centro de Rescate Las Pumas y La Ponderosa Adventure Park, los cuales manejan tanto fauna autóctona como exótica. Todos ellos requieren de la colaboración de un médico veterinario para asegurar el bienestar de sus ejemplares.

1.2. Justificación

Actualmente, con el incremento de la población humana, el contacto de vida silvestre con humanos es más evidente y se ha propiciado la fragmentación del hábitat, por lo que, el médico veterinario se ha convertido en un importante actor en muchos esfuerzos de conservación de fauna silvestre, incluyendo esfuerzos *ex situ*. Al ser el profesional con una relación directa entre la salud humana, salud animal y salud ambiental, es esencial su participación en la planificación de la conservación de la fauna silvestre (Deem 2007, 2015).

Es importante que el médico veterinario se capacite en el área de medicina zoológica antes de involucrarse en un proyecto de conservación de este tipo. La mayoría de los veterinarios no cuentan con el conocimiento necesario para atender fauna silvestre al graduarse, ya que la mayoría de las mallas curriculares brindadas por las universidades ofrecen poco entrenamiento en el área (Aguirre 2009). La Universidad Nacional de Costa Rica ofrece un espacio durante la rotación en el Hospital de Especies Menores y Silvestres para participar en la atención de pacientes silvestres y mascotas exóticas. Esta herramienta representa para sus estudiantes una oportunidad de poner en práctica lo aprendido durante el curso de “Manejo y medicina de animales silvestres” en el área clínica de especies silvestres y desarrolla el interés por parte del estudiantado en la medicina de animales de zoológico; sin embargo, la exposición en el área sigue siendo limitada.

La atención de pacientes no tradicionales no solo se limita a la atención de animales de silvestres en cautiverio, sino que también involucra las mascotas exóticas. Además, se conoce que en Costa Rica al menos el 25% de la población tiene una mascota no convencional en su hogar, sobre todo aves psitácidas (Abarca 2005, Hernández 2015). Evidencias científicas demuestran que las necesidades biológicas de estos animales son más complejas de lo que antes se consideraban, dificultando su correcto manejo en cautiverio (Warwick et al. 2018). Los propietarios de este tipo de animales esperan una atención médica de sus animales del mismo nivel que la que recibe un perro o un gato (Vega 2013; Aguilar-Orozco 2017).

Al tratarse de pacientes con características biológicas muy diferentes, la capacitación en la medicina de animales de zoológico requiere de alta especialización. Por lo general el médico veterinario se especializa en algún grupo animal como anfibios, aves, reptiles, mamíferos y manejo de acuarios o de zoológicos. Debido a esto, las oportunidades de pasantías por medio de internados y externados brindan al estudiante y al profesional veterinario una oportunidad para expandir sus conocimientos clínicos, diagnósticos,

quirúrgicos, terapéuticos, entre otras ramas necesarias para la atención de animales silvestres. El éxito del médico veterinario en esta área se relaciona con la educación que el profesional ha buscado luego de graduarse: trabajo con otros médicos veterinarios de la misma área, educación continua, externados, internados y rotaciones en centros con alta casuística (Aguirre 2009; Fallas-Paniagua 2012).

Louisiana State University (LSU) es una de las universidades americanas más destacadas en ofrecer estudios superiores en la rama de medicina zoológica. La casa de estudios ofrece externados, internados y residencias que refuerzan la capacitación de sus estudiantes, cumpliendo los requisitos de entidades como The American Board of Veterinary Practitioners, Society Avian Practice y American College of Zoological Medicine. La universidad cuenta con el Hospital Veterinario de Docencia (VTH), el cual ofrece el Servicio de Medicina Zoológica (ZMS) mediante el que se capacita a estudiantes y profesionales (LSU 2019).

1.3. Objetivos

1.3.1 Objetivo General

Desarrollar nuevos conocimientos que complementen los ya adquiridos en diferentes áreas de la medicina de animales de zoológico mediante una pasantía en el Servicio de Medicina Zoológica del Hospital Veterinario de Docencia de Louisiana State University, con el fin de obtener mejores destrezas para desenvolverse de forma exitosa en la medicina zoológica.

1.3.2. Objetivos Específicos

1.3.2.1. Identificar la manera correcta de realizar un examen objetivo general (EOG) en un paciente según la especie con la que se trate para guiar el diagnóstico de posibles enfermedades en estos animales.

1.3.2.2. Emplear técnicas seguras de manejo y de sujeción química y física que faciliten el trabajo con los pacientes de las diferentes especies silvestres a tratar para tener resultados confiables y evitar causar lesiones en los animales y/o el personal.

1.3.2.3. Practicar los conocimientos de las diferentes herramientas diagnósticas comúnmente utilizadas en el trabajo con animales silvestres, tanto en su ejecución como en su interpretación con el fin de aplicarlas correctamente en la práctica.

2. METODOLOGÍA

2.1. Lugar de realización de la pasantía y jornada de trabajo

La pasantía se llevó a cabo en el Servicio de Medicina Zoológica (ZMS) del Hospital Veterinario de Docencia (VTH) de Louisiana State University (LSU), ubicada en el estado de Louisiana de los Estados Unidos de América. El período de la pasantía comprendió del seis de mayo al ocho de julio del 2019 donde se invirtieron más de 320 horas de trabajo.

El horario regular de atención del VTH es de 8:00 a.m. a 5:00 p.m. sin embargo, atiende emergencias de mascotas exóticas durante las 24 horas. Los casos de vida silvestre se atienden durante el horario regular con un límite de atención hasta las 10:00 PM. Los fines de semana solo se atienden los pacientes internados y emergencias.

El horario de trabajo fue el horario regular del VTH en varias ocasiones la jornada se extendió por la atención de pacientes y cirugías. Durante las mañanas se administraron los tratamientos de los pacientes internados hasta las 8:30 a.m., seguido por una sesión de discusión de casos con el clínico a cargo durante el día. Aproximadamente a las 10:00 a.m. se iniciaba con la atención de citas programadas de mascotas exóticas hasta las 4:00 p.m. Los pacientes silvestres se atendieron conforme llegaban al hospital. En caso de que los pacientes requirieran de procedimientos especiales, estos se programaban durante el día, a excepción de las emergencias que se atendían en el momento de llegada.

Las visitas a los centros de manejo de fauna de vida silvestre se hicieron de 9:00 a.m. a 4:00 p.m. en los días programados. Durante las visitas se atendieron casos en los centros, se realizaron prácticas de métodos de anestesia remota con blancos inertes y se discutieron temas relacionados a la práctica de la medicina zoológica.

2.2. Descripción del lugar de trabajo

2.2.1. Hospital Veterinario de Docencia (VTH)

El Servicio de Medicina de Zoológico es parte del VTH de LSU. El hospital cuenta con numerosos servicios: anestesiología, cardiología, cirugía de especies mayores, cirugía de especies menores y exóticas, cuidados intensivos, dermatología, farmacia, imágenes diagnósticas, laboratorio diagnóstico, medicina integral y rehabilitación, medicina interna de especies mayores, medicina interna de especies menores, oncología, oftalmología, patología clínica, práctica comunitaria, teriogenología y medicina zoológica. Los servicios trabajan de forma conjunta en los casos que se requiere para brindar una mejor atención a sus pacientes.

Cada una de las áreas cuenta con sus propias salas, personal y equipo. Los servicios que lo requieren utilizan los ocho consultorios del VTH, equipados con una mesa de acero inoxidable, una computadora y materiales desechables para atención médica. Además, el

ZMS utiliza el “*The Purina Nutrition Center*”, una sala donde se almacenan múltiples tipos de alimento para las diferentes especies domésticas, exóticas y silvestres que el VTH atiende. Dicha sala cuenta con alimentos para diferentes edades, dietas de prescripción y gran cantidad de ingredientes para formar la dieta de los pacientes del ZMS.

2.2.2. Servicio de Medicina de Zoológico (ZMS)

El Servicio está dirigido por tres médicos veterinarios especialistas en áreas de la medicina de zoológico: el Dr. Mark Mitchell (DVM, M.Sc., PhD, ACZM, ECZM herpetólogo) quien es el director del VTH de LSU y clínico del ZMS, el Dr. Thomas Tully (DVM, M.Sc., ACZM, ECZM aviar) quien es profesor clínico y jefe del ZMS, y el Dr. Javier Nevárez, (DVM, PhD, ACZM, ECZM herpetólogo) quien es profesor clínico del área de medicina zoológica. También el ZMS cuenta con residentes, la Dra. Anke Sthör (DVM, M.Sc.) y el Dr. Sean Perry (DVM) de la especialidad en medicina zoológica, y la Dra. Kelly Rockwell (DVM) como médico veterinario interna y una asistente veterinaria. El servicio funciona como una herramienta de entrenamiento para estudiantes de grado, internos y residentes de la carrera de medicina veterinaria. Los estudiantes de grado rotan cada 2 semanas (LSU 2019).

El ZMS examina anualmente más de 2000 animales de propietarios (aves, reptiles y pequeños mamíferos) y aproximadamente 2000 animales de vida libre (aves rapaces, aves cantoras, ardillas, zarigüeyas, reptiles, entre otros). Los procedimientos realizados en el servicio incluyen examen general, vacunación, cirugía, examen pediátrico, tratamientos de enfermedades respiratorias y gastrointestinales, atención de distocias, reparación de laceraciones, vendajes y manejos de heridas, consultas de alojamiento, implantación de microchip, sexaje y atención por retención de huevos en aves y reptiles (LSU 2019).

El ZMS cuenta con tres alas para llevar a cabo sus funciones: mascotas exóticas, vida silvestre y sala de procedimientos. Cada una cuenta con su propio equipo descartable, medicamentos, estetoscopios, oftalmoscopio y otoscopio para evitar contaminación cruzada de un espacio a otro.

La primera de las alas es “*Wildlife Treatment*” (Tratamiento de vida silvestre), también conocida como “*Wildlife Hospital of Louisiana*”, en la cual se realizan todos los procedimientos no quirúrgicos en animales silvestres. Esta cuenta con una mesa de acero inoxidable cuyo cobertor puede desplegarse para tener acceso a una fuente de agua en caso de que se requiera, un computador de escritorio, máquina de anestesia inhalatoria, diferentes herramientas para la atención de los pacientes (como paños y dispositivos desechables para tomar muestras de diferente tipo), un refrigerador para almacenar medicamentos y cadáveres de pacientes fallecidos o sacrificados, entre otros. En la parte trasera de esta sección se cuenta con jaulas e incubadoras para los pacientes que son internados, recipientes con variedad de ingredientes para las dietas de los pacientes, perchas, una estufa para mantener fluidos tibios, un refrigerador para almacenar dietas refrigeradas o congeladas, una pesa para pacientes de

menos de 1 kg y otra para pacientes de más de 1 kg y material desechable para la atención de los pacientes (LSU 2019).

La segunda ala del ZMS es “*Zoological Medicine Surgery*” (Cirugía de Medicina de Zoológica). Dicha sala es utilizada para procedimientos tanto de pacientes silvestres como de mascotas exóticas. Esta sala cuenta con una mesa de acero inoxidable para cirugía, una máquina de anestesia, una pila para el aseo antes de realizar los procedimientos, un computador de escritorio y una pantalla de televisión de 50 pulgadas para observar los procedimientos. Se cuenta con varias herramientas como Doppler, oxímetro, equipo de microcirugía, calentadores, equipo para intubación, entre otros. En los casos que ameritan las cirugías son llevadas a cabo por un médico especialista cirujano en las salas del Servicio de Cirugía (LSU 2019).

La tercera ala es “*Exotic Pets Treatment*” (Tratamiento de mascotas exóticas), la cual se utiliza para la atención de pacientes con propietario. Dicha sala cuenta con un equipo similar al de la “Sala de tratamiento de vida silvestre” pero cuenta con una mesa de acero inoxidable adicional, otro computador y una biblioteca. Además, cuenta con varios dispositivos Tablet para la atención de las citas, dos incubadoras con cámaras de oxigenación, equipo para nebulización y una mayor cantidad de jaulas (LSU 2019).

Entre las herramientas diagnósticas que utiliza el Servicio rutinariamente se encuentran hemograma (CBC), química sanguínea, pruebas parasitológicas, pruebas bacteriológicas, antibiograma, diagnóstico virológico, cultivos fúngicos, citologías, análisis de fluidos, histopatología y necropsias, realizadas en colaboración de otros servicios. También se accede a radiocirugía, endoscopia rígida y flexible y anestesia para procedimientos realizados en los servicios de cirugía. En cuanto al diagnóstico por imágenes se colabora con el Servicio de Radiología para realizar ultrasonidos, radiografías, tomografía computarizada y fluoroscopías (LSU 2019).

2.3. Registro de datos

La información de los casos vistos durante la pasantía se llevó en una bitácora. También se llevó otra bitácora junto a la Dra. Kelly Rockwell para atestiguar la información recopilada.

2.4. Cronograma

Cuadro 1. Cronograma de trabajo.

Fecha	Actividad
Del 6 de mayo al 8 de julio, 2019.	Participación en la rotación del Servicio de Medicina Zoológica del Hospital Veterinario de Docencia de Louisiana State University.
15 de mayo, 2019	Visita al Zoológico Audubon, New Orleans.
22 de mayo, 2019	Visita al Zoológico de Baton Rouge.
29 de mayo, 2019	Visita al Centro de Primates de New Iberia.
5 de junio, 2019	Visita al Zoológico de Baton Rouge.
12 de junio, 2019	Visita al Zoológico Audubon, New Orleans.
26 de junio, 2019	Visita al Zoológico de Baton Rouge.
3 de julio, 2019	Visita al Centro de Primates de New Iberia.

3. RESULTADOS

3.1. Resultados generales

El total de pacientes atendidos durante la pasantía fue de 250. La clase con la que más se trabajó fueron las aves con 130 casos (52%), seguida por mamíferos con 95 (38%) y por último 25 reptiles (10%) (Figura 1).

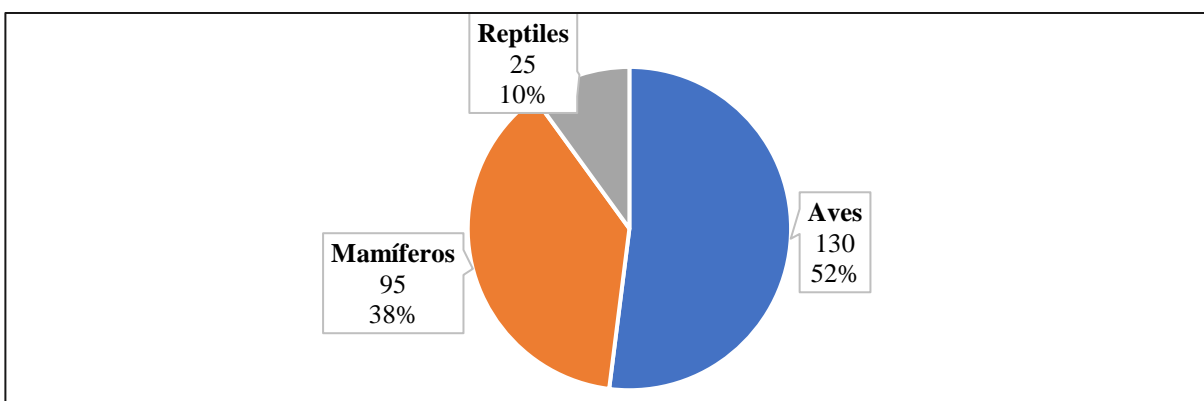


Figura 1. Distribución porcentual de pacientes atendidos según clase animal.

De la clase Aves se atendieron 130 pacientes de 13 órdenes diferentes. El orden Psittaciformes fue el que más se presentó durante la pasantía con 26 casos que en su totalidad fueron mascotas exóticas. El segundo orden más frecuentado fueron Passeriformes con 25 casos que, por lo contrario, fueron vida silvestre. Los pacientes de los demás órdenes fueron silvestres a excepción de tres Anseriformes y los dos Galliformes (Figura 2). El listado completo de las especies atendidas de la clase Aves puede ser visto en el Anexo 1.

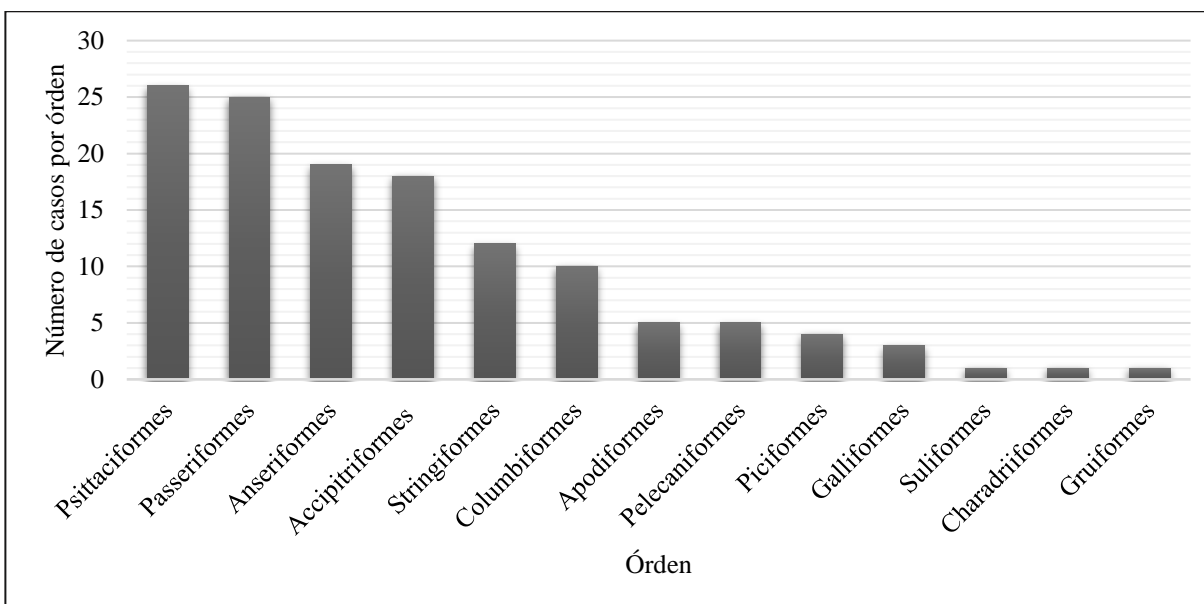


Figura 2. Distribución de casos atendidos de la clase Aves según su orden.

De la clase Mammalia se atendieron 95 pacientes de ocho órdenes diferentes (Figura 3). Los órdenes de los que más se recibieron pacientes fueron Didelphimorphia (41) y Lagomorpha (22). En ambos casos, la mayoría de los casos se trataron de pacientes huérfanos; sin embargo, del orden Lagomorpha se atendieron diez casos de mascotas exóticas. Todos los casos del orden Primates fueron atendidos en centros de manejo de fauna silvestre. La lista completa de las especies de mamíferos atendidas en la pasantía puede encontrarse en el Anexo 2.

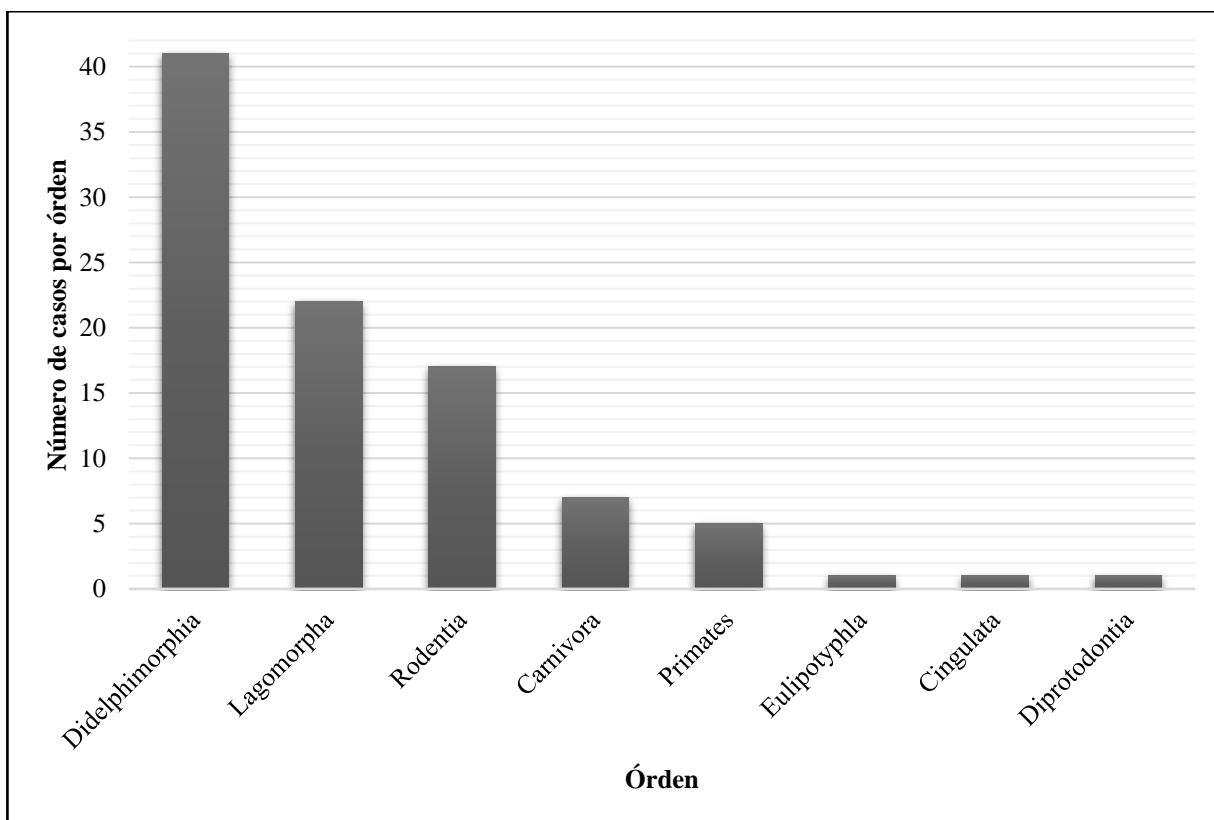


Figura 3. Distribución de casos atendidos la clase Mammalia según su orden.

Se atendieron 25 casos de pacientes de la clase Reptilia (Figura 4). Del orden Testudines se trabajó con 18 pacientes de cuatro familias diferentes: Chelydridae, Emydidae, Kinosternidae y Testudinidae, siendo esta última familia la única de tortugas terrestres. Del orden Squamata se atendieron seis casos de mascotas exóticas. El único caso del orden Crocodylia correspondió a un aligátor americano (*Alligator mississippiensis*). En el Anexo 3 se puede observar la lista de especies de reptiles atendidas durante la pasantía.

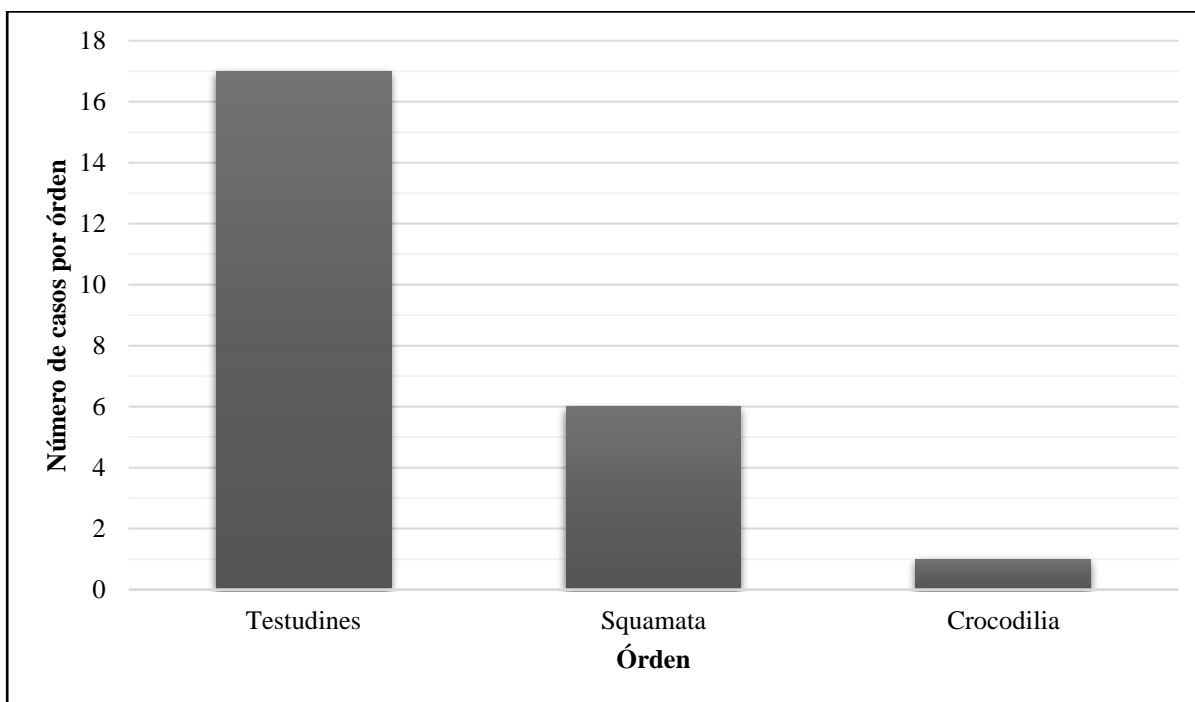


Figura 4. Distribución de casos atendidos de pacientes de la clase Reptilia según su orden.

La mayor parte de los pacientes atendidos fueron animales silvestres con un total de 177 casos (71%), seguidos por mascotas exóticas con 61 casos (24%) y por último 12 pacientes atendidos durante las visitas externas a centros de manejo de vida silvestre en cautiverio (cuatro del Zoológico de Baton Rouge, cuatro del Aviario de Investigación de LSU, dos del Centro de Primates de Nueva Iberia y dos del Zoológico Audubon de New Orleans) (5%) (Figura 5).

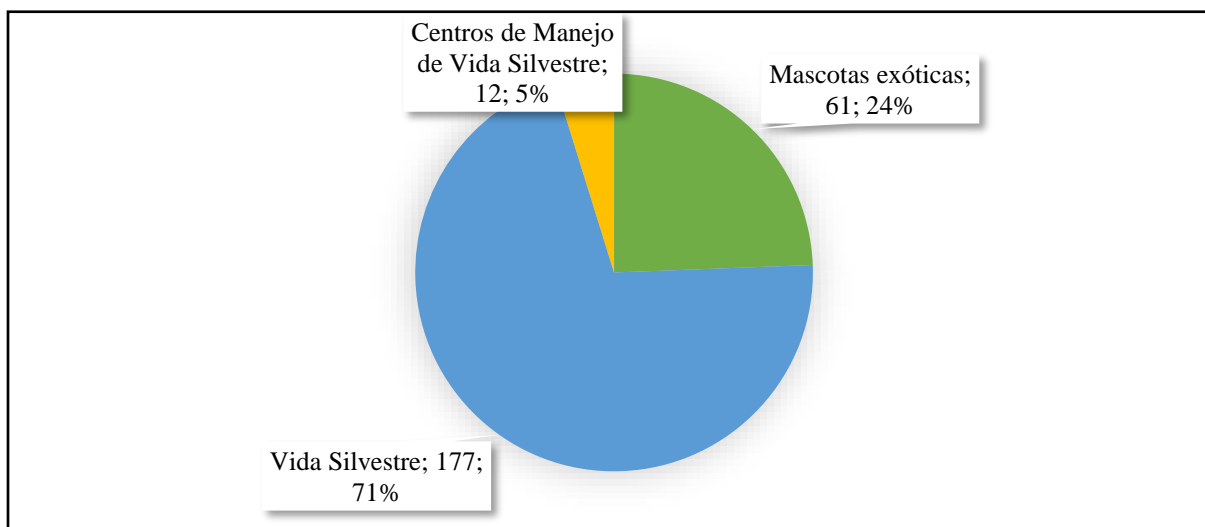


Figura 5. Distribución de pacientes según lugar de procedencia.

De los 177 casos de fauna silvestre atendidos, 95 correspondieron a la clase aves (53%), 67 a mamíferos (38%) y 15 a reptiles (9%) (Figura 6).

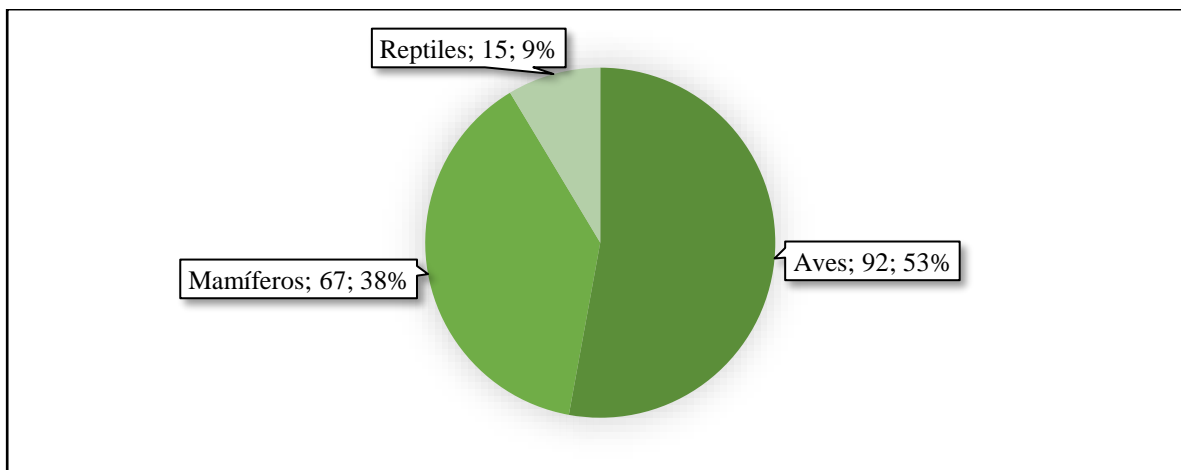


Figura 6. Distribución de pacientes silvestres atendidos según clase.

En cuanto a las mascotas exóticas atendidas, 29 fueron de aves (48%), 22 casos a mamíferos (36%) y 10 casos a reptiles (16%) (Figura 7).

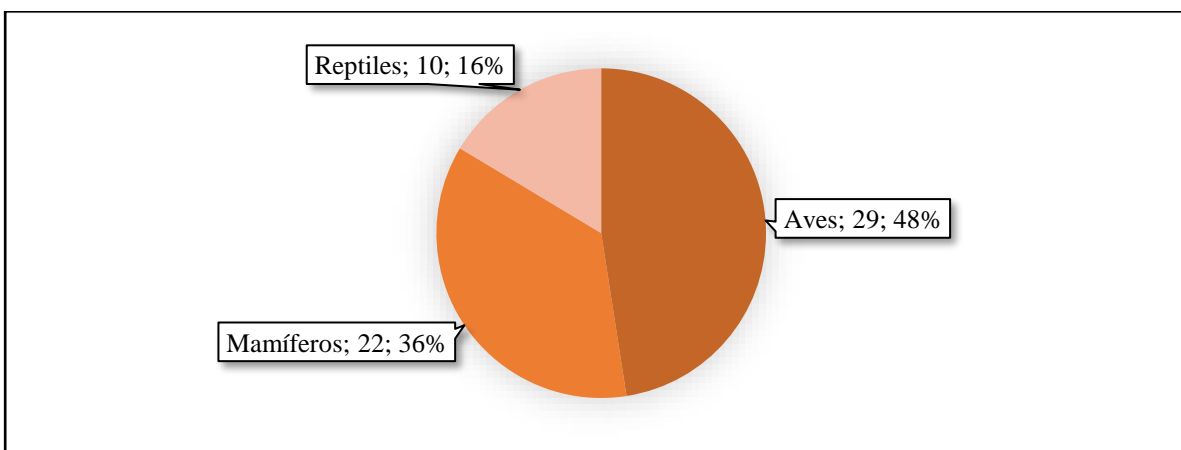


Figura 7. Distribución de casos atendidos de mascotas exóticas según clase.

Durante la pasantía se participó en la atención de 85 pacientes huérfanos de diferentes especies. La mayor cantidad de pacientes huérfanos correspondieron a animales de la clase Mammalia con 52 casos, siendo los otros 33 casos de la clase Aves. Las especies que se atendieron con mayor frecuencia fueron los mamíferos zarigüeya de Virginia (*Didelphis virginiana*) con 32 casos y el conejo de Florida (*Sylvilagus floridanus*) con 12 casos (Figura 8). Los cuidados básicos de los pacientes huérfanos que se reciben con mayor frecuencia en el ZMS pueden encontrarse en el Anexo 4.

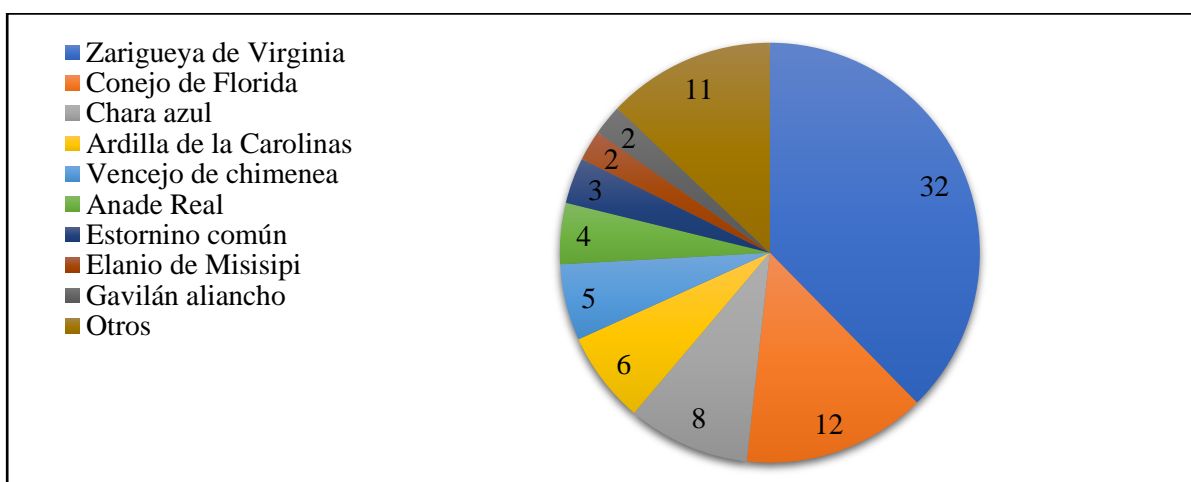


Figura 8. Especies que representaron la mayor cantidad de casos huérfanos atendidos.

Se participó en 13 cirugías realizadas por el ZMS y el Servicio de Cirugía (Cuadro 2). Todas las cirugías fueron observadas durante el procedimiento. Además, se participó en la preparación prequirúrgica, recuperación postquirúrgica, realizando la anestesia y asistiendo el procedimiento.

Cuadro 2. Procedimientos quirúrgicos en los que se participó durante la pasantía y especies.

Especie del paciente	Nombre científico	Procedimiento
Cotorra de Kramer	<i>Psittacula krameri</i>	Amputación de miembro anterior izquierdo
Dragón barbudo	<i>Pogonna vitticeps</i>	Salpingohisterectomía
Erizo africano domesticado (híbrido)	<i>Ateleris albiventris x A algirus.</i>	Remoción de masa tumoral abdominal
Gavilán colirrojo	<i>Buteo jamaicensis</i>	Laparoscopia exploratoria
Gavilán aliancho	<i>Buteo platypterus</i>	Remoción de cuerpo extraño
Hurón domesticado	<i>Mustela putorius furo</i>	Cistotomía y uretrotomía
Lora ecléctica	<i>Eclectus roratus</i>	Salpingohisterectomía
Pato doméstico	<i>Cairina moschata</i>	Drenaje de absceso por pododermatitis ulcerativa
Petauro de azúcar	<i>Petaurus breviceps</i>	Amputación de miembro posterior izquierdo
Tortuga de espolones africana	<i>Centrochelys sulcata</i>	Laparoscopia (sexaje)
Tortuga de orejas rojas (2)	<i>Trachemys scripta elegans</i>	Reparación de fractura de caparazón
Tortuga lagarto común	<i>Chelydra serpentina</i>	Reparación de fractura mandibular

3.2. Examen físico / Examen Objetivo General (EOG)

3.2.1. Toma de la historia

Durante la atención de mascotas exóticas se trató de obtener la mayor información posible del animal previo a su revisión física. De forma rutinaria se pidió a los propietarios que detallaran los signos clínicos que habían observado en su mascota, su historial médico, medicaciones previas y actuales, dónde se obtuvo y cuándo, historial de vacunación y desparasitación.

Además, se preguntó información del alojamiento, alimentación y mantenimiento de la mascota según la especie; esta información puede ser de mucha ayuda durante el diagnóstico tomando en cuenta que por ejemplo en el caso de los reptiles los problemas de manejo son la causa más común de enfermedad (Mader y Divers 2014). Entre la información que se recopilaba estaba la descripción de la manipulación de la mascota, tipo de alojamiento y localización de este, frecuencia de limpieza del alojamiento, enriquecimiento ambiental, alimentación, fuente de calor, de luz y de agua, fuente de luz Ultravioleta (en el caso de reptiles), información de otros animales que conviven con el paciente e historial médico de estas. En el caso de los pacientes silvestres se solicitó a los rescatistas describir el encuentro con el animal y la ubicación. En el Anexo 5 se puede observar un ejemplo del formulario del examen físico utilizado durante la pasantía.

3.2.2. Revisión física del paciente

La revisión física de las aves se realizó como describen Coles (2007), Mitchell y Tully (2009), Jones (2009), Miller y Fowler (2015) Doneley et al (2006) y Doneley (2016). En el caso de los reptiles se realizó como lo indican Mitchell y Tully (2009), Mader y Divers (2014), Miller y Fowler (2015) y Doneley et al (2018). Finalmente, en mamíferos, el examen físico se realizó como describen Mitchell y Tully (2009), Quesemberry y Orcutt (2012), Miller y Fowler (2015) y Johnson-Delaney (2017). En el Anexo 6 se puede observar un formulario de revisión física en aves que describe los aspectos que se observaron durante la revisión de estos pacientes. Todos los pacientes fueron observados por unos minutos antes de ser manipulados.

La revisión física de los pacientes mamíferos se realizó de forma similar a la realizada durante la práctica con especies menores domésticas con algunas excepciones según la especie. En el Anexo 7 se puede observar un formulario donado por el Dr. Thomas Tully el cual sirvió de guía durante la revisión física de pequeños mamíferos.

Durante la revisión física de los reptiles se observó que si el paciente presentaba alguna descarga ocular, nasal u oral. También se observó el patrón respiratorio, su postura, capacidad de locomoción y el estado neurológico. Se realizaron exámenes oftalmológicos

básicos observando el estado de la córnea, conjuntiva y cámara anterior y se revisó estructuras de la cavidad oral y la glotis; esta información también se utilizó para valorar el estado de hidratación del paciente. Se revisó el tegumento para comprobar que los pacientes no presentaban ectoparásitos o lesiones en sus escamas. En el caso de las tortugas se revisó el estado de su caparazón para comprobar que el paciente no presentaba fracturas o deformidades. Se palpó el cuerpo de los pacientes para determinar su condición corporal y descartar presencia de masas anormales. La frecuencia cardiaca de los reptiles fue tomada utilizando un sistema Doppler. Todos los pacientes fueron pesados. En el Anexo 8 se puede observar un formulario donado por el Dr. Thomas Tully el cual sirvió de guía durante la revisión física de los pacientes reptiles.

3.3. Sujeción física y química

3.3.1. Sujeción física

La descripción de la sujeción física realizada en los pacientes atendidos durante la pasantía se describe en el Cuadro 2 (aves), Cuadro 3 (mamíferos) y Cuadro 4 (reptiles) según su clasificación taxonómica o especie. La lista completa de las especies de cada uno de los taxones puede leerse en el Anexo 1 (aves), Anexo 2 (mamíferos) y Anexo 3 (reptiles).

Cuadro 3. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en aves durante la pasantía según orden.

Orden / Familia	Descripción de sujeción física
<p data-bbox="302 597 510 711">Accipitriformes y Stringiformes</p>	<p data-bbox="611 305 1837 667">Para su restricción es esencial el uso de guantes de protección. Primero se debe agarrar el animal de sus garras ya que representan el mayor riesgo para el manipulador. Para evitar que el ave se lastime se puede inclinar hacia abajo, de manera que el lomo del animal quede paralelo al suelo, facilitando también tomar control de la cabeza y de las alas con una mano. Con la mano que sujeta las garras, se coloca el dedo del medio entre ambas patas y se presiona firmemente ambos miembros con el dedo índice y anular. Colocar una toalla o un antifaz en la cabeza del animal para bloquear su visión ayuda a que se mantengan más calmados durante su manipulación (Fowler 2008; Mitchell y Tully 2009; Girgling 2013; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p> <p data-bbox="611 724 1837 1008">Con aves de mayor tamaño como el águila calva (<i>Haliaeetus leucocephalus</i>), la sujeción física debe de hacerse entre dos personas. Una persona puede lanzar una toalla por su espalda y rápidamente toma control de ambas garras a través de la toalla (una mano en cada garra) pasando los brazos sobre las alas, de manera que sujete ambas alas con los brazos mientras sostiene las garras y que la espalda del ave repose sobre el pecho del manipulador. Inmediatamente el manipulador se levanta el ave mientras la otra persona toma control de la cabeza (Girgling 2013; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>
<p data-bbox="317 1190 495 1219">Anseriformes</p>	<p data-bbox="611 1024 1837 1179">Aves pequeñas como el ánade real (<i>Anas platyrhynchos</i>) pueden sujetarse con una sola mano manteniendo ambas alas plegadas al cuerpo o colocando los dedos de una mano por debajo de las alas sosteniendo los miembros desde la porción proximal del húmero y colocando la otra mano en la región abdominal del ave (Fowler 2008; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p> <p data-bbox="611 1235 1837 1341">Aves de mayor tamaño como ganso canadiense (<i>Branta canadensis</i>) se sujetan colocando el cuerpo del ave bajo el brazo del manipulador manteniendo las alas y miembros inferiores plegados al cuerpo del ave. La cabeza del animal mira a la dirección contraria del operador.</p>

	<p>Especímenes tranquilos pueden restringirse sosteniéndolos contra el piso colocando las piernas alrededor del cuerpo del ave para mantener las alas plegadas, sosteniendo la cabeza y el cuello utilizando ambas manos con cuidado de no lesionar la articulación atlanto-occipital. Debe de tenerse cuidado de no apoyar el peso sobre el ave (Fowler 2008; Girgling 2013; Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Charadriiformes</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Charadriidae 	<p>Su sujeción es similar a la descrita para aves columbiformes y passeriformes. Debido a que sus miembros inferiores pueden ser largos como el chortilejo colirrojo (<i>Charadrius vociferus</i>), es necesario colocar un dedo de la otra mano en medio de ambos para evitar que se sobrepongan. (Miller y Fowler 2015)</p>
<p>Columbiformes, Passeriformes y Piciformes</p>	<p>Se sujeta el ave utilizando el dedo índice y del medio para extender su cuello sin ejercer mucha presión, y utilizando la otra mano para extender sus piernas. Se debe de tener cuidado de no ejercer presión sobre su cuerpo y no limitar su respiración. Cuando se manipula aves más pequeñas pueden sujetarse de sus tibio tarsos, colocándolos entre el dedo índice y del medio, manteniendo el animal en su posición normal, dejando que el ave repose sobre los dedos del manipulador (Fowler 2008; Mitchell y Tully 2009; Jones 2009; Dorresteijn 2009; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Galliformes</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Phasianidae 	<p>El ave se sujeta por la espalda evitando que agite sus alas. Con una mano se sujetan ambas patas utilizando los dedos para sostenerlas. Posteriormente se levanta el ave, se coloca su espalda contra una superficie firme y con una mano se sostiene del tórax sin ejercer mucha presión. También puede colocarse bajo el brazo de la misma mano que sostiene ambas patas. Otra técnica utilizada en gallinas domésticas (<i>Gallus gallus domesticus</i>) consiste en traslapar las alas del ave (Fowler 2008).</p> <p>Con aves de mayor tamaño, se puede empujar su cuerpo contra el suelo con una mano (sin ejercer mucha presión) sosteniendo un ala contra el cuerpo, y con la otra mano se mantiene la otra ala plegada al cuerpo. Posteriormente con una mano se sujetan ambas patas y en dirección caudal del ave (Fowler 2008; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Gruiformes</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Rallidae 	<p>Su sujeción es similar a la descrita para las aves Pelecaniformes de la familia Ardeidae (Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>

<p>Pelecaniformes</p> <ul style="list-style-type: none"> • Familia Pelecanidae • Familia Ardeidae 	<p>El ave debe ser acorralada. Con los pelicanos se procede a tomar con una mano el pico cerrado y luego con la otra mano se toma el cuerpo y las alas, se coloca por debajo del brazo y se evita que despliegue sus alas con el brazo y el cuerpo (Miller y Fowler 2015).</p> <p>En el caso de las garzas primero se debe tomar el cuerpo de la misma manera, y luego se sujeta con la otra mano la cabeza y cuello. Una vez que se tiene cuerpo del ave bajo el brazo, se utiliza la mano libre para sujetar las piernas del ave desde los corvejones. Es importante recalcar que es muy común que estas aves sufran de miopatía de captura tras ser manipuladas. Es necesario utilizar lentes de protección al manipular garzas (Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Psittaciformes</p>	<p>En el caso de aves psitácidas pequeñas como la cotorrita celestial (<i>Forpus coelestis</i>), su sujeción es similar a la descrita para aves passeriformes. En aves de tamaño medio y grande, se sujeta la cabeza formando un anillo con los dedos pulgar e índice alrededor del cuello por debajo de la mandíbula. Con la otra mano se sujetan ambas patas pasando el dedo del medio entre ambos miembros y presionando con los dedos índice y anular. Con aves de mayor tamaño como lapas o guacamayos se puede envolver en una toalla de tela para evitar que despliegue sus alas (Fowler 2008; Mitchell y Tully 2009; Jones 2009; Girgling 2013; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Suliformes</p>	<p>Su sujeción es similar a la descrita para las aves Pelecaniformes de la familia Pelecanidae.</p>

Cuadro 4. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en mamíferos durante la pasantía.

Especies	Descripción de sujeción física
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Ardillas (<i>Sciurus</i> spp.) 	<p>Se forma un anillo con el dedo índice y pulgar alrededor del cuello justo por debajo de la mandíbula para controlar su cabeza y se utiliza la otra mano para sostener el cuerpo. El uso de guantes de cuero es esencial debido a que sus mordeduras podrían ocasionar lesiones serias (Mitchell y Tully 2009).</p>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cobayo (<i>Cavia porcellus</i>) ▪ Perrito de las praderas de cola negra (<i>Cynomys ludovicianus</i>) 	<p>Se coloca una mano en el pecho del animal y la otra en la parte trasera del animal para soportar su peso y evitar que se caiga (Mitchell y Tully 2009; Girgling 2012; Miller y Fowler 2015). En el caso del perrito de las praderas suele colocarse una toalla en su cabeza debido a que es común que muerdan al sentirse amenazados (Miller y Fowler 2015).</p>
<p style="text-align: center;">Conejos (<i>Oryctolagus</i> spp. y <i>Sylvilagus</i> spp.)</p>	<p>Se agarra la base de la cabeza con una mano y con la otra mano se sostiene el cuerpo del animal restringiendo los miembros posteriores. También puede cubrirse el cuerpo del animal con una toalla. Es importante siempre sostener los miembros posteriores de los lagomorfos debido a que cuando se asustan patean fuertemente con sus miembros posteriores y pueden lesionar su propia columna vertebral (Mitchell y Tully 2009; Girgling 2012, Shury 2014).</p>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Erizo africano domesticado (<i>Atelerix albiventris</i> x <i>A. algirus</i>) 	<p>Debido a que este animal se encoge cuando se siente amenazado, en la gran mayoría de los casos se requiere del uso de anestesia (Mitchell y Tully 2009).</p>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Hurón domesticado (<i>Mustela putorius furo</i>) 	<p>Animales dóciles pueden sostenerse del tórax con una mano y dejar que el resto del cuerpo descansa sobre el mismo brazo; sin embargo, debido a que estos animales son muy activos se requiere de una sujeción más firme. En ese caso se puede agarrar el hurón del exceso de piel su espalda y levantarlo, dejando que su cuerpo cuelgue en el aire (Mitchell y Tully 2009; Girgling 2012; Johnson-Delaney 2017).</p>

<ul style="list-style-type: none"> ▪ Petauro de azúcar (<i>Petaurus breviceps</i>) 	<p>Se puede utilizar una bolsa de tela sobre la mano, capturar el animal con la palma de la mano y deslizar la bolsa sobre el animal (Mitchell y Tully 2009; Miller y Fowler 2015). También puede utilizarse el dedo pulgar y del medio para sostener su cabeza por los lados y colocar el dedo índice sobre la misma, cerrando el dedo anular y meñique sobre el cuerpo del animal sin generar excesiva presión (Mitchell y Tully 2009).</p>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Rata doméstica (<i>Ratus norvegicus domestica</i>) 	<p>Se agarra la piel que sobre del cuello del animal y se puede requerir dar soporte con la otra mano en la parte trasera del animal (Girgling 2012; Shury 2014). También se puede agarrar el animal formando un anillo con la mano alrededor del cuello (Mitchell y Tully 2009,).</p>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Zarigüeya de Virginia (<i>Didelphis virginiana</i>) 	<p>Se toma firmemente la piel de la nuca del animal y de la base de la cola. También puede agarrarse firmemente del cuello justo debajo de la barbilla para restringir su movimiento (Mitchell y Tully 2009).</p>
<p style="text-align: center;">Primates</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Cercopitheciidae 	<p>Estos pacientes se capturaron utilizando una jaula trampa dentro de los recintos. Dichas jaulas permitieron la restricción física del animal para la administración de anestésicos previo a su examen físico. Por seguridad del personal se recomienda realizar sujeción química en primates que pesen más de 12 kg antes de entrar en contacto físico con el animal (Shury 2014). Una vez que el primate se encuentre bajo los efectos de la anestesia, una persona debe de tomar los brazos y colocarlos en la espalda del animal, sosteniéndolos firmemente.</p> <p>Al trabajar con especies del género <i>Macaca</i>, se debe de tener especial cuidado de no entrar en contacto directo con mucosas, heridas expuestas y fluidos debido al riesgo de zoonosis del virus del Herpes B, el cual resulta letal para el ser humano en la mayoría de los casos. Debido a esto, se recomienda siempre que el paciente se encuentre bajo anestesia y utilizar equipo de protección al realizar cualquier procedimiento con este tipo de animales (Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p>

Cuadro 5. Descripción de las sujeciones físicas practicadas en reptiles durante la pasantía según orden.

Orden / Familia	Descripción de sujeción física
<p>Crocodylia</p>	<p>Crocodylios pequeños se restringen fácilmente sosteniendo la cabeza con una mano y los miembros posteriores estirados hacia caudal con la otra mano. Para restringir animales de aproximadamente 1.50m de longitud como el aligátor americano (<i>Alligator mississippiensis</i>) con el que se trabajó durante la pasantía, se requiere que una persona capture al animal del cuello con una pértiga con lazo y que luego sujete al animal desde el dorso mientras otra coloca una soga o cinta adhesiva fuerte en el hocico y en los miembros posteriores, amarrándolos al cuerpo del animal (Fowler 2008).</p> <p>Para restringir animales más grandes se requiere de personal con experiencia, herramientas de restricción física como redes y cuerdas, y herramientas de restricción química en caso de ser necesaria. Es necesario que al menos tres personas grandes se suban en el animal, la primera sujetando los miembros anteriores en dirección caudal, la segunda el cuerpo del animal y la tercera sujeta los miembros posteriores hacia caudal, mientras otras personas amarran el hocico y los cuatro miembros. (Fowler 2008). La restricción física de los animales del orden Crocodylia debe realizarse solo para procedimientos cortos ya que es común que estos animales sufran acidemia y mueran (Miller y Fowler 2015).</p>
<p>Squamata</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Agamidae ▪ Familia Pythonidae 	<p>Lagartijas, iguanas y lagartos pueden sujetarse con una sola mano cuando son pequeños, colocando el dedo pulgar y el índice en los lados laterales del cuello sin ejercer mucha presión y colocando los otros dedos sobre el vientre del animal con la mano semicerrada. Con animales de tamaño medio se pueden colocar los dedos alrededor del cuello formando un anillo y con la otra mano se sostiene la región pélvica junto a los miembros posteriores. Se debe evitar restringir desde la cola ya que podrían perderla como mecanismo de defensa (Fowler 2009; Mitchell y Tully 2009; Girling 2012; Shury 2014; Miller y Fowler 2015).</p> <p>Al sujetar serpientes de la familia Pythonidae se debe tomar primero la cabeza del animal justo detrás de la mandíbula utilizando los dedos índice y pulgar a los lados de la cabeza, mientras que con la otra</p>

	<p>mano se sujeta el cuerpo. Si se trata de una serpiente grande pueden necesitarse dos o tres personas adicionales para sostener su cuerpo (Fowler 2009; Mitchell y Tully 2009; Girling 2012; Miller y Fowler 2015). Existen ganchos para la sujeción de serpientes que se utilizan para presionar la cabeza y así facilitar la sujeción cuando el animal es violento (Fowler 2009).</p>
<p>Testudines</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Familia Chelydridae ▪ Familia Emydidae ▪ Familia Testudinidae ▪ Familia Kinosternidae 	<p>Tortugas de tamaño pequeño y mediano se pueden sujetar de los lados laterales del caparazón (Fowler 2008, Mitchell y Tully 2009). Animales de mayor tamaño como la tortuga de espolones africana (<i>Centrochelys sulcata</i>) adultas pueden requerir que una o varias personas se apoyen en su caparazón para evitar que el animal se mueva.</p> <p>Si se requiere examinar los miembros, se pueden sujetar y extraer del caparazón aplicando fuerza moderada en tortugas pequeñas y medianas; en tortugas mayor tamaño se puede requerir aplicar más fuerza. En cuanto a la sujeción de la cabeza, se espera a que el animal extienda el cuello y rápidamente se sujeta detrás de la cabeza y se extrae sin ejercer más fuerza de la necesaria (Fowler 2008; Miller y Fowler 2015).</p> <p>Con especies de tortugas lagarto se debe tener cuidado con la cabeza ya que pueden estirar su cuello y herir al manipulador. Este tipo de tortugas se suelen sujetar de la cola dejando la cabeza hacia abajo o se toman de la porción anterior del caparazón cerca de la cabeza con una mano y con la otra mano la porción caudal del caparazón sobre de la cola, prestando atención en todo momento a los movimientos del animal (Fowler 2008; Mitchell y Tully 2009; Miller y Fowler 2015). Se debe evitar que la cabeza de la tortuga esté hacia abajo por mucho tiempo para no interferir con la respiración y hemodinamia del animal (Miller y Fowler 2015).</p>

3.3.2. Sujeción química

La dosificación de los anestésicos utilizados para realizar sujeción química de los pacientes se basó en lo descrito por Carpenter (2018).

La sujeción química de los pacientes mamíferos varió según la edad y especie del paciente. Cuando se requirió realizar sujeción química en pacientes huérfanos, en erizos para una revisión física o en pacientes que iban a ser sacrificados se utilizó isoflurano; en estos últimos la eutanasia se realizó utilizando pentobarbital. Para realizar procedimientos más largos en conejos domésticos se utilizó ketamina/diazepam para la inducción de la anestesia y el mantenimiento se realizó con isoflurano. La misma combinación fue utilizada durante la realización de una tomografía computarizada de una nutria de río norteamericana (*Lontra canadensis*).

Durante la atención de los primates se utilizó ketamina/midazolam vía IM. Para la atención de un tigre de Sumatra (*Panthera tigris sumatrae*) se utilizó un rifle y un dardo cargado con Ketamina/Dexmedetomidina/Midazolam para capturar el animal. En los casos atendidos en los centros de manejo de fauna silvestre se utilizó flumazenil y atipamezol para revertir los efectos del midazolam y dexmedetomidina respectivamente, al terminar la atención de los pacientes.

Cuando se necesitó hacer un procedimiento menor en tortugas que se encontraban en terapia contra el dolor se aprovechó que se encontraban bajo el efecto sedativo que provocaba la hidromorfona administrada vía SC. En los demás casos que se requirió sujeción química se utilizó alfaxalona vía IM. Todas las aves fueron anestesiadas utilizando únicamente isoflurano.

En todos los casos se realizó monitorización de la anestesia documentando frecuencia cardíaca (FC) y frecuencia respiratoria (FR) en procedimientos rápidos. Cuando se trabajó con reptiles y aves se utilizó Doppler para monitorear la FC. Para realizar procedimientos más complejos con el Servicio de cirugía o el Servicio de oncología la monitorización fue realizada por el Servicio de anestesia. En el Anexo 7 se puede observar un ejemplo del documento de la evaluación anestésica de un paciente visto durante la pasantía. Para todos los pacientes se preparó una ficha de emergencia en la que se incluían las dosis de todos los medicamentos disponibles para emergencias de la cual puede observarse un ejemplo en el Anexo 8.

3.4 Herramientas diagnósticas

3.4.1 Imágenes diagnósticas.

Se practicaron seis tipos de imágenes diagnósticas durante la pasantía: radiografía (Rx), ultrasonido (US), tomografía computarizada (CT), fluoroscopia, endoscopia y laparoscopia; esta última siendo también un procedimiento quirúrgico. Todos estos procedimientos se realizaron en conjunto con el Servicio de Radiología a excepción de las endoscopías y laparoscopías que fueron realizadas por el ZMS.

Se hicieron radiografías en pacientes de las tres clases de animales vistas durante la pasantía, siendo la herramienta de imágenes diagnósticas más practicada. En la mayoría de las ocasiones se utilizó durante la atención de animales silvestres traumatizados por atropello con el objetivo de diagnosticar posibles fracturas u otras lesiones internas. También se identificaron cálculos vesicales, dilatación proventricular por bornavirus, inflamación de tejidos blandos por traumas y localización de cuerpos extraños.

Se realizaron tres US en mascotas exóticas. Un conejo doméstico (*O. cuniculus*) macho de tres años se presentó a consulta debido a un episodio de inapetencia. Cuando se realizó el examen físico del paciente, al auscultarlo no se escucharon sonidos de actividad intestinal por lo que se realizó un US para determinar si el signo clínico era compatible con un episodio de íleo paralítico. Durante la prueba se pudo observar peristalsis intestinal y poco contenido en el tracto gastrointestinal.

La segunda ocasión en la que se utilizó esta herramienta fue durante la atención de una lora ecléctica (*E. roratus*) hembra entera de 14 años. Dicha paciente presentaba una masa celómica notoria únicamente al palpar la región abdominal. El US permitió observar una masa de al menos 1.5 cm, hipoeoica en la periferia y centralmente mineralizada, de forma ovoide, presente en la porción caudal de la cavidad celómica la cual aparentaba encontrarse en el oviducto del ave. La masa fue aspirada para realizar un análisis del fluido, pero el resultado del análisis no fue concluyente. Se realizó una laparotomía exploratoria en el paciente que se confirmó que efectivamente se trataba de una retención de huevo en el oviducto del ave.

La tercera ocasión en la que se utilizó US fue durante la atención de un dragón barbudo (*P. vitticeps*) macho, adulto, entero. Se realizaron exámenes sanguíneos previos al US los cuales fueron sugerentes de enfermedad hepática y de que el paciente se encontraba inmunocomprometido. Las imágenes observadas en el US demostraron una silueta hepática anormal, hiperecoica, conductos biliares aumentados de tamaño y presencia de gran cantidad de líquido libre, hallazgos que junto a los resultados de las pruebas sanguíneas fueron compatibles con el diagnóstico de colangiohepatitis.

Se utilizó CT en dos ocasiones durante la pasantía. La primera vez se realizó en un conejo doméstico (*O. cuniculus*), macho, de diez años. Sus signos clínicos eran compatibles

con linfoma o timoma por lo que se decidió realizar la CT la cual permitió comprobar la presencia de la masa. El segundo caso en el que se utilizó CT fue en una nutria de río norteamericana (*L. canadensis*) juvenil silvestre. El paciente fue lesionado cuando un particular cerró una puerta con fuerza, presentando signos neurológicos compatibles con una lesión en la sección lumbar de la medula espinal. Al realizarse las radiografías fue imposible observar alguna lesión en la columna vertebral del paciente por lo que se decidió realizar una CT, la cual comprobó que el paciente sufría de una fractura en la vértebra L3.

La fluoroscopia se realizó en una lora africana gris (*Psittacus erithacus*), hembra, de aproximadamente 10 años. La sintomatología e historia del paciente y los hallazgos de las radiografías realizadas previo a la fluoroscopia fueron compatibles con una infección por bornavirus. Los hallazgos de las radiografías sugirieron dilatación del proventrículo y dilatación difusa del intestino delgado por lo que se realizó la fluoroscopia para confirmar dichas lesiones. Para esto se administró aproximadamente 6.8 ml de medio de contraste de bario al 25% directamente al buche del paciente y se tomaron imágenes inmediatamente después y luego a diferentes tiempos después de la administración: 1 min, 3 min, 5 min, 15 min, 1 h y 15 min, 2 h 15 min, 3 h y 15 min y 4 h y 30 min. El medio de contraste avanzó con normalidad en el tracto digestivo del paciente. Los hallazgos de este estudio sugirieron que la peristalsis ventricular del paciente era normal, al igual que la del intestino delgado. La confirmación del diagnóstico del paciente se hizo por medio de un PCR.

Se practicaron tres laparoscopías y una endoscopia durante la pasantía. Las primeras dos laparoscopías se realizaron en dos tortugas de espolones africanas juveniles (*C. sulcata*) con el objetivo de determinar el sexo de los reptiles, cuyos resultados demostraron que se trataba de un macho y una hembra. La tercera laparoscopia se realizó en un gavián colirrojo (*B. jamaicensis*) silvestre, macho, adulto, de manera exploratoria ya que hasta ese momento el diagnóstico del paciente era inespecífico. Entre los hallazgos de dicha laparoscopia se encontraron cambio de coloración del hígado (pálido), esplenomegalia (no identificada en pruebas diagnósticas previas), hiperemia de la serosa intestinal e identificación del sexo del paciente (macho).

La endoscopia se hizo en un ganso doméstico (*Anser anser domesticus*), macho, adulto. Previo a la endoscopia se realizó una radiografía que demostraba la presencia de numerosos cuerpos extraños circulares de apariencia metálica de aproximadamente 3 mm de diámetro en el proventrículo del ave. Se realizó la endoscopia con el objetivo de extraer dichos cuerpos extraños ya que se sospechó inicialmente que podrían estar encadenados; sin embargo, el hallazgo confirmó que cada cuerpo extraño se encontraba aislado por lo que se extrajeron unos cuantos para realizar un análisis de metales para descartar una intoxicación por metales pesados.

3.4.2 Pruebas sanguíneas

Se realizaron pruebas de sangre complementarias durante el diagnóstico de los pacientes según la especie y el cuadro que presentaban, sobre todo durante la atención de mascotas exóticas. La prueba que más se realizó fue el hemograma la cual incluía análisis de apariencia de plasma, proteína (g/dl), hematocrito, conteo de trombocitos, conteo diferenciado por tipo celular: neutrófilos (mamíferos) o heterófilos (aves y reptiles), linfocitos, monocitos y eosinófilos, tanto porcentuales como conteo absoluto y observación de anomalías morfológicas.

También se realizaron pruebas bioquímicas en sangre, cuyos paneles también variaron según la especie y el cuadro sintomatológico que presentaba el paciente. Entre los análisis que se realizaron se incluían: glucosa, AST, ALP, GGT, CK, proteínas totales, albúmina, globulinas, creatinina, calcio, fósforo, sodio, potasio, cloro, bicarbonato, ácido úrico, magnesio, análisis de brecha aniónica, creatinina y nitrógeno ureico.

Durante la atención de la lora ecléctica (*E. roratus*) mencionada en la sección 3.4.1, se envió una muestra de sangre entera y plasma para análisis de metales pesados (Plomo y Zinc respectivamente). Ambos resultados se encontraron en rangos normales.

Se realizó un PCR para *Mycoplasma* spp. en una tortuga de espolones africana (*C. sulcata*), macho, adulto que cursaba con una infección respiratoria con rinorrea y conjuntivitis. Dichas descargas fueron tomadas como muestra para la prueba, cuyo resultado fue positivo. También se realizó un PCR para Bornavirus en el loro africano gris (*Ps. erithacus*) mencionado en la sección 3.4.1 con muestras de sangre y heces. El resultado de la prueba fue negativo para la muestra de sangre, pero positivo para la muestra de heces.

3.4.3 Otras pruebas de laboratorio

Estas pruebas fueron realizadas por el *Louisiana Animal Disease Diagnostic Laboratory* (LADDL) a excepción de los exámenes de heces directos o por flotación en pacientes silvestres, los cuales fueron realizados en el ZMS.

Se realizaron análisis de metales de los cuerpos extraños extraídos por endoscopia del ganso doméstico (*A. anser domesticus*) (Sección 3.4.1) cuyo resultado fue positivo para plomo (Pb) y cobre (Cu). También se solicitó el análisis del cuerpo extraño extraído mediante una cirugía de la falange de un busardo hombrorrojo (*B. lineatus*), el cual fue positivo para plomo (Pb), cobre (Cu) y zinc (Zn).

Se solicitó únicamente una necropsia de un elanio de Mississippi (*Ictinia mississippiensis*) debido a que se sospechó que murió por un trauma durante el manejo por parte de un estudiante de último año.

Durante el abordaje de tres casos se tomaron muestras para realizar cultivos bacteriológicos. Se tomaron muestras de descargas nasales por hisopado en una pitón de Birmania (*Python bivittatus*), una tortuga de espolones africana (*C. sulcata*) y una guacamaya azul amarillo (*Ara arauna*). La serpiente fue positiva para *Bordetella* spp. y la tortuga para *Mycoplasma*. Se realizó un cultivo de una muestra de saco aéreo tomada durante la laparotomía exploratoria de la lora ecléctica (*E. roratus*) mencionada en la sección 3.4.1. El resultado de dicho cultivo fue negativo.

Se realizó un raspado de piel para hacer un examen directo y cultivo fúngico en un gavián colirrojo (*B. jamaicensis*) que presentaba una lesión dérmica difusa de apariencia escamosa y amarillenta. Los resultados de ambas pruebas fueron negativos.

Por protocolo del hospital, se hicieron exámenes de heces por flotación y directo en todas las aves de los órdenes Accipitriformes y Stringiformes atendidas durante la pasantía. En todos los casos los resultados fueron negativos. También se realizaron dichas pruebas a nueve zarigüeyas de Virginia (*Didelphis virginiana*) huérfanas que presentaban un cuadro de diarrea, las cuales fueron positivas para ancilostomatideos. Se realizaron ambas pruebas durante la atención de un dragón barbudo (*P. vitticeps*) diagnosticado con una infección ocular por *Microsporidia* spp., cuyo resultado fue positivo para *Cryptosporidium* spp. Por último, se realizaron las pruebas en cinco perritos de las praderas (*Cynomys ludovicianus*) de los cuales tres se encontraban deprimidos y presentaban un cuadro de diarrea. Los tres pacientes clínicos fueron positivos a *Eimeria* spp.; los otros dos pacientes fueron negativos en ambas pruebas. Todos los exámenes de heces de los pacientes silvestres fueron realizados únicamente en el ZMS mientras los de mascotas exóticas también fueron realizados por el LAAD.

Se enviaron a análisis cinco citologías con muestras de un aspirado tomado en la paciente lora ecléctica (*E. roratus*) mencionada en la sección 3.4.1 durante el ultrasonido que se le realizó. El resultado no fue concluyente.

También se envió a análisis de biopsias el oviducto completo de la misma paciente. Los resultados indicaron que la paciente sufría una celomitis granulomatosa segmental moderada y estasis y degeneración folicular con granuloma del saco vitelino y endometritis mural linfocítica crónica con degeneración multifocal y estasis folicular.

5. CASO CLÍNICO

La paciente es una tortuga jeroglífica (*Pseudemys concinna*), hembra, adulta, silvestre, de 3.7 kg, ingresada tras sufrir un trauma por atropello. Durante el examen físico se observó al animal deprimido y con dos fracturas en el caparazón. La de mayor tamaño se ubicó en la primera y segunda escama costal izquierda y cuarta escama marginal izquierda con involucramiento de la segunda placa ósea costal izquierda, de forma irregular y hubo pérdida total del tejido dermal y óseo (Figura 9). En esta fractura hubo exposición de la cavidad celómica y hemorragia; sin embargo, se mantuvo el sello del mesodermo.



Figura 9. Tortuga jeroglífica (*P. concinna*) al momento de ingreso. Sufre de una fractura de la segunda escama costal y cuarta escama marginal izquierdas e involucramiento de la segunda placa costal izquierda y exposición del mesodermo.

La segunda fractura se ubicó en el tercer escudo costal derecho y la porción craneolateral derecha del cuarto escudo vertebral. En esta fractura no hubo pérdida del fragmento del caparazón, pero hubo un leve hundimiento de este. No se identificó ninguna lesión en la cabeza, miembros y plastrón. No se observó presencia de ectoparásitos.

Entre las causas más comunes de trauma en tortugas se encuentran las fracturas de caparazón que la mayoría del tiempo son causadas por atropello o mordeduras de perro (Lafortune et al. 2005; Vella 2009). Las principales complicaciones que presentan los quelonios al sufrir lesiones de este tipo son perforación de los pulmones e infección de la herida (Mader y Divers 2014); sin embargo, ninguna de las dos situaciones se presentó. El pronóstico de este caso se consideró favorable porque a pesar de que tenía lesiones múltiples,

inestables y con exposición de la cavidad celómica, las lesiones no eran penetrantes, no tenían compromiso de la médula espinal y la tortuga mantenía su capacidad de locomoción (Mader y Divers 2014).

Se tomaron radiografías del cuerpo entero para descartar posibles lesiones internas tras el trauma, tomándose vista dorsoventral (A), laterolateral izquierda (B) y craneocaudal (C) (Figura 10).

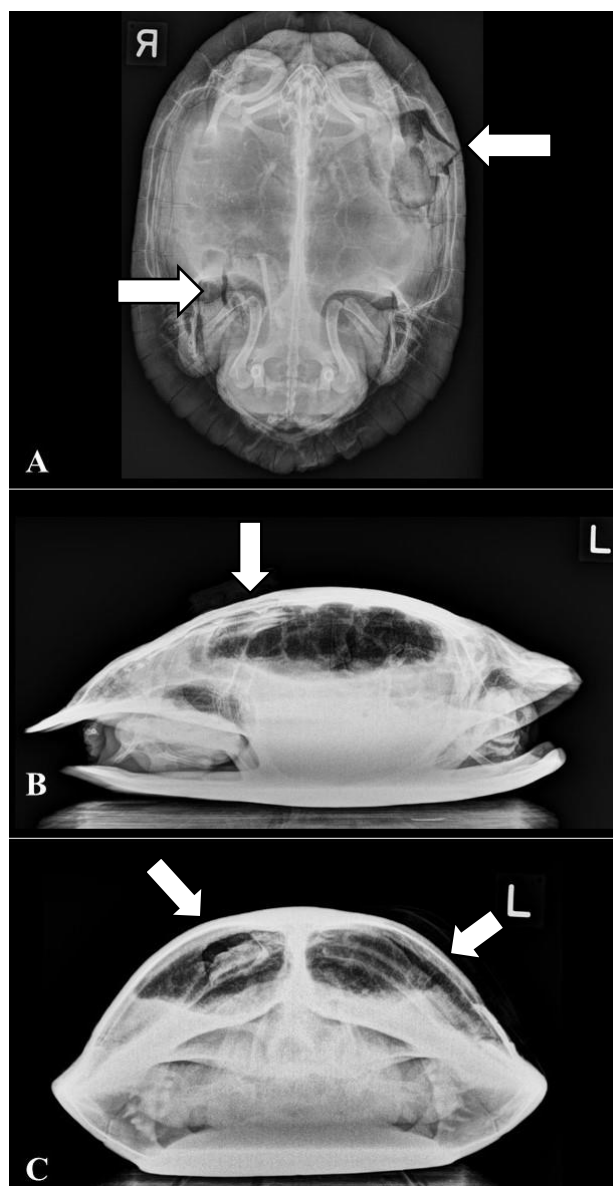


Figura 10. Radiografías de tortuga jeroglífico (*P. concinna*) atropellado por un auto. A. Vista dorsoventral. B. Vista laterolateral izquierda. C. Vista craneocaudal. Las fracturas se encuentran señaladas por flechas en cada una de las vistas.

En la radiografía se determinó que la fractura izquierda medía aproximadamente 8.0 x 5.0 cm. Las dimensiones de la fractura derecha fueron de 5.0 x 4.0cm y se confirmó un hundimiento de 2.0 cm aproximadamente de profundidad del fragmento fracturado. No se observaron otras lesiones además de las fracturas del caparazón descritas anteriormente.

Se administraron fluidos SC (Lactato de Ringer) a 30 mL/kg/día, repitiéndose a diario durante los primeros 15 días de hospitalización y luego día de por medio por 10 días más. Se administró hidromorfona (Dilaudid®, 2mg/mL, Hospira, Lake Forest, Illinois, U.S.A.) como terapia para el dolor en una dosis de 0.5 mg/kg q24h (Carpenter 2018), la cual fue administrada durante los primeros 3 días de hospitalización. Se limpiaron las heridas utilizando solución salina isotónica (0.9%) a presión con una jeringa de 20 mL y colocando vendajes húmedos secos durante los primeros cuatro días de hospitalización, utilizando vendajes no adherentes. Se utilizó ceftazidima (Fortaz®, 1g/vial, GlaxoSmithKLine, Research Triangle Park, NC, U.S.A.) como terapia antibiótica en una dosis de 20mg/kg cada 72h por cinco días (Carpenter 2018). La limpieza de las heridas se realizó dos veces al día durante los primeros 15 días de hospitalización y una vez los cinco días posteriores.

Se realizaron dos microhematocritos por duplicado durante los días tres y 20 de hospitalización cuyos resultados fueron 15% y 16% respectivamente. Ambas muestras fueron tomadas de la vena yugular. En la mayoría de los reptiles, el rango normal del hematocrito se encuentra entre 20% a 40% (Saggese 2009; Mader y Divers 2014); sin embargo, en algunas especies de tortugas semiacuáticas podrían encontrarse ejemplares sanos con porcentajes inferiores al 10% (Carpenter 2018). La regeneración de eritrocitos en reptiles es lenta debido a su bajo metabolismo. Se ha reportado que en reptiles puede tomar más de dos meses para detectar un aumento de los eritrocitos y descartar una anemia no regenerativa; sin embargo, en este caso lo más probable es que el hematocrito del paciente disminuyera debido a la hemorragia provocada por el trauma (Saggese 2009). Las proteínas totales fueron 4 g/dl y 4.2 g/dl respectivamente, encontrándose dentro del rango normal en la mayoría de las especies de tortugas semiacuáticas (Carpenter 2018).

El quinto día de hospitalización se inició una terapia de cierre asistido por vacío (Vacuum Assisted Closure Therapy) como tratamiento inicial de las lesiones del tejido blando de la lesión de mayor tamaño. Esta terapia acelera el cierre de lesiones en tejidos blandos creando una presión subatmosférica en el sitio de la herida, previniendo infecciones, absorbiendo fluidos, estimulando la perfusión del tejido, reduciendo el edema y promoviendo el crecimiento de tejido de granulación (Lafortune et al. 2005; Mader y Divers 2014).

Se cubrió la lesión con una esponja de poliuretano estéril, la cual fue cubierta con varias capas de plástico adhesivo estéril. Se cortó la sección del plástico adhesivo que se encontraba sobre el sitio de la herida y se colocó el tubo para la succión en contacto directo con la esponja, sellando completamente la herida. El tubo se conectó a la bomba de succión la cual se programó para generar una presión negativa de 100 mg Hg en alta intensidad. Para

lograr el éxito de la terapia es indispensable que se mantenga el vacío sobre el sitio a tratar o de lo contrario se promoverá el crecimiento de bacterias, y también que la membrana celómica del paciente se encuentre intacta sobre los pulmones (Lafortune et al. 2005). La terapia se practicó durante 15 días. Los siguientes diez días se aplicó sulfadiazina de plata tópica cada 24h. En la Figura 11 puede observarse la mejoría de las lesiones después del tratamiento.

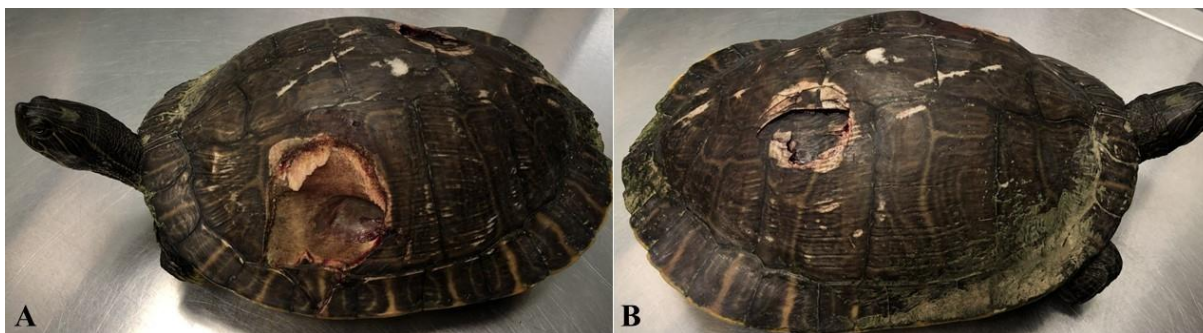


Figura 11. Lesiones de tortuga jerooglífica (*P. conccina*) después de finalizada la terapia de cierre asistido por vacío y sulfadiazina de plata. A. Fractura izquierda. B. Fractura derecha.

En el día 19 de su hospitalización se observaron larvas de mosca en la lesión. Se limpiaron ambas heridas con solución salina isotónica (0.9%) a presión utilizando jeringas de 20 ml, nuevamente dos veces al día durante siete días. Se desparasitó la paciente con nitenpyram (Capstar®, 5mg, Novartis, Greensboro, NC, U.S.A.) en dosis de 1mg/kg durante cuatro días. Esta molécula es un neonicotinoide que actúa en el receptor nicotínico de acetilcolina, actuando sobre el receptor postsináptico del parásito y produciendo hiperexcitabilidad (Correia et al. 2010; Miller et al 2013). Las ventajas que presenta su uso en perros domésticos son su rápida acción (100% de eficacia a las 18h para larvas de mosca) y poca toxicidad y rápida eliminación (Correia et al. 2010). A pesar de que todavía no hay estudios que prueben su eficacia en reptiles, el ZMS ha utilizado el medicamento en su práctica médica y ha conseguido eliminar las larvas de mosca en reptiles. También se aumentó la temperatura de la incubadora a 27° C para favorecer la eclosión de los huevos de las larvas. Se administró ceftazidima (20 mg/kg q72h) por otros cinco días. Desde el tercer día de iniciar los tratamientos se dejó de observar la presencia de larvas.

El día 25 escaneó el caparazón para elaborar una prótesis por impresión 3D para cubrir la fractura izquierda en la cual hubo pérdida del fragmento del caparazón. Se construyó la prótesis a base de ácido poliláctico (PLA), un polímero biodegradable, hidrofóbico y de bajo costo.

El día 26 se repararon ambas fracturas. Se cubrieron las grietas de la fractura derecha con cera de hueso (Bonewax 2.5g W31™, Ethicon®, Somerville, NJ, U.S.A.). La fractura izquierda se cubrió con la prótesis de PLA. Ambas cubiertas fueron selladas con pegamento

de uretano (*Equi-Thane Super Fast Adhesive*TM, METREX® RESEARCH, Rumulus, MI, U.S.A.) y posteriormente fueron pulidas para eliminar el exceso (Figura 12).

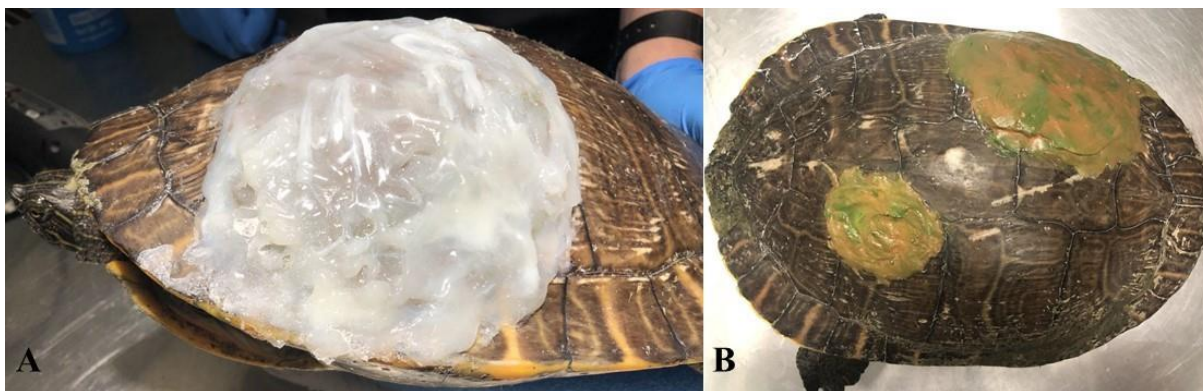


Figura 12. Reparación de fracturas del caparazón de tortuga jeroglífica (*P. conccina*). A. Prótesis de PLA cubierta con pegamento de uretano. B. Caparazón reparado tras pulir el excedente del pegamento.

Los días 26, 27 y 28 se sometió a la paciente a pruebas de nado para comprobar el sello total de las lesiones en el caparazón y la capacidad de la tortuga de nadar tanto en la superficie del agua como bucear. El día 30 la paciente fue liberada en un lago de la ciudad de Baton Rouge en el cuál habitan otros animales de su misma especie (Figura 13).



Figura 13. Tortuga jeroglífica (*P. conccina*) al momento de su liberación en un lago de la ciudad de Baton Rouge, Louisiana.

6. CONCLUSIONES

6.1. El haber realizado esta pasantía en el área de medicina zoológica permitió al estudiante expandir su conocimiento en numerosas áreas como la medicina interna, cirugía, anestesia e inclusive de la biología de los pacientes. Al ser un área de estudios de la profesión de acceso limitado durante el grado, esta actividad fue oportuna para desenvolverse de forma exitosa y garantizar el bienestar de este tipo de pacientes.

6.2. Mediante la realización de 250 exámenes objetivos generales el estudiante pudo obtener suficiente experiencia para identificar las alteraciones en la salud de los pacientes atendidos. Debido a que se trató de numerosas especies de animales de diferentes grupos taxonómicos, fue necesario conocer aspectos anatómicos y fisiológicos de la especie a tratar para identificar las afectaciones de forma acertada.

6.3. Durante la pasantía se pudo emplear técnicas seguras de manejo y sujeción química y física de los 250 animales atendidos. El ejercicio de la medicina zoológica representa un potencial riesgo para el estudiante o médico veterinario, por lo que es necesario que el practicante adquiriera experiencia en la sujeción física de los pacientes no tradicionales, de manera que se pueda garantizar la seguridad tanto del practicante como del paciente. Esta experiencia se obtiene por medio de la práctica repetida y supervisada del procedimiento, la cual permitió al practicante ganar seguridad para hacerlo de forma correcta. También es necesario identificar en que ocasiones la sujeción física no es suficiente para garantizar la seguridad del médico y/o del paciente, por lo que se debe recurrir a la sujeción química. Para realizar una sujeción química exitosa es indispensable conocer las características fisiológicas y patológicas del paciente y las propiedades farmacológicas y farmacocinéticas del agente químico a utilizar, ya que el mal uso de estos fármacos podría comprometer la vida del paciente.

6.4. Las herramientas diagnósticas complementarias observadas fueron un gran apoyo durante la atención de los casos. Numerosas técnicas que se emplean en las especies domésticas también son utilizadas en la medicina de especies silvestres y mascotas exóticas; sin embargo, aspectos fisiológicos de la especie a tratar determinan que pruebas brindarán información útil para conocer el estado de salud del paciente. Adicionalmente, estas pruebas requieren de experiencia para ejecutarse de forma precisa, ya que según el tipo de examen complementario que se esté realizando, se necesita conocer el tipo de muestra, como tomarla, manipularla y como interpretar los resultados según el tipo de paciente que se esté abordando. De igual manera, la toma e interpretación de imágenes diagnósticas requiere de conocimientos anatómicos y de radiología para obtener un resultado confiable.

7. RECOMENDACIONES

7.1. A la Universidad Nacional: es necesario exponer a los estudiantes a más experiencias relacionadas con la medicina zoológica. El plan de estudios de la carrera es voluminoso y es difícil hacer cambios que permitan que todas las áreas se estudien de forma balanceada; sin embargo, se podría fomentar el estudio de la medicina zoológica creando cursos optativos y generando vínculos con centros de manejo de fauna silvestre que permitan a los estudiantes ganar experiencia por medio de giras y haciendo un espacio para ir a zoológicos durante la rotación de especies menores y silvestres.

7.2. Al Hospital de Especies Menores y Silvestres (HEMS): El HEMS es uno de los centros de referencia más importantes de Costa Rica para la medicina de animales silvestres. Debido a esto, es importante crear protocolos que permitan que el personal del hospital pueda garantizar el bienestar de sus pacientes. Estos protocolos pueden incluir planes nutricionales, protocolos anestésicos, manejo del alojamiento, frecuencia de manipulación, entre otros. Es importante que los pacientes silvestres o exóticos cuenten con un área de internamiento debidamente equipada y aislada del sonido exterior para evitar que los animales se estresen. También sería de gran utilidad promover que los estudiantes se expongan a la medicina zoológica haciendo giras a centros de manejo de fauna silvestre.

7.3. A los médicos veterinarios y estudiantes de medicina veterinaria: El médico veterinario o estudiante interesado en la medicina de zoológica debe buscar oportunidades de educación continua como por ejemplo pasantías, internados, participando a congresos. Además, es necesario estudiar de aspectos propios de las especies con las que se trabaja ya que muchos de los conocimientos que se requieren para abordar casos de pacientes no convencionales están relacionados con su biología.

7.4. Al Gobierno de Costa Rica: Costa Rica es un país altamente biodiverso y la conservación de animales silvestres debe mantenerse como una prioridad. En nuestro país existen pocos lugares que tengan la capacidad de brindarle atención médica de calidad a este tipo de animales. Es necesario crear espacios de atención para la fauna silvestre en diferentes puntos del país y apoyar a los proyectos que actualmente llevan a cabo esta labor. Además, es necesario fomentar la investigación en las diferentes áreas de la ciencia relacionadas con la conservación y crear más espacios para educar a la población general con temas relacionados.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca H. 2005. Fauna silvestre en condiciones de cautividad doméstica en Costa Rica: problemática y soluciones. *Biocenosis* 19: 31.
- Arguedas R. 2002. Medicina veterinaria de animales silvestres en cautiverio. Heredia, C.R.: Práctica dirigida (Licenciatura) Universidad Nacional.
- Aguilar-Orozco MG. 2017. Medicina de los animales exóticos y silvestres en el Departamento de Animales Exóticos y Silvestres del Veterinary Teaching Hospital de la Universidad de Illinois en Urbana Campaign y en el Servicio Veterinario del Brookfield Zoo Veterinary de Brookfield, Illinois. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
- Aguirre AA. 2009. Essential veterinary education in zoological and wildlife medicine: a global perspective. *Rev Sci Tech Off Int Epiz* [Internet]. [citado el 14 de febrero de 2020]; 28 (2): 605–610. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/41403450_Essential_veterinary_education_in_zoological_and_wildlife_medicine_A_global_perspective doi: 10.20506/rst.28.2.1901
- [ACZM] American College of Zoo Veterinarians. [Internet]. 2018. Portland (Estados Unidos): American College of Zoo Veterinarians. [actualizado el 25 de mayo de 2018; citado el 4 de marzo de 2019]. Disponible en: <https://www.aczm.org/>
- Carpenter JW. 2018. *Exotic Animal Formulary*. 5ta ed. Missouri: Elsevier. 701 p.
- Carvajal V y Díaz F. 2015. Registro de mamíferos silvestres atropellados y hábitat asociados en el cantón de la Fortuna, San Carlos, Costa Rica. *Biocenosis*. 30 (1-2): 49-58.
- Coles B. 2007. *Essentials of Avian Medicine and Surgery*. 3ra ed. Oxford: Blackwell Publishing. 397 p.
- Conde D. 2013. Role of zoological gardens. In: MacLeod N, Archibald JD, Levin P, editores. *Grizmek's Animal Encyclopedia: Extinction*. 2. ed. Detroit: Cengage Learning. p. 207-215.
- Deem SL. 2007. Role of zoo veterinarian in the conservation of captive and free-ranging wildlife. *Int. Zoo Yb.* (41): 3 – 11.
- Deem SL. 2015. Conservation Medicine to One Health: The Role of Zoologic Veterinarians. In: Miller E y Fowler M, editores. *Fowler's Zoo and wild animal medicine*. 8. Ed. Missouri: Elsevier. p. 699-702.
- Dorrestein GM. 2009. Passerines. In: Tully T., Dorrestein G., Jones A (editors). *Handbook of Avian Medicine*. 2da ed. Elsevier Saunders. p. 169-208.

- Doneley B, Harrison G, Lightfoot T. 2006. Maximizing information from the physical examination. In: Harrison G y Lightfoot, editors. *Clinical Avian Medicine Volume I*. 2da ed. Florida: Spix. p 153 – 212.
- Doneley B. 2016. *Avian Medicine and Surgery in Practice: Companion and Aviary Birds*. 2da ed. Boca Raton: CRC Press. 450 p.
- Doneley B., Monks D., Johnson R., Carmel B. 2018. *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. Oxford: Wiley Blackwell. 500 p.
- Fallas-Paniagua S. 2012. Pasantía: Clínica y Cirugía aplicada en animales silvestres en “The Raptor Center” y “The Wildlife Rescue and Rehabilitation Center” en Minnesota, Estados Unidos. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
- Fowler M. 2008. *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3ra ed. Singapore: Blackwell Publishing. 470 p.
- Girgling SJ. 2013. *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. 2da ed. Oxford: Blackwell Publishing. 358 p.
- Correia TR, Scott FB, Verocai GG, Souza CO, Fernandes JI, Melo RMPS, Vieira VPC, Ribeiro FA. 2010. Larvicidal efficacy of nitenpyram on the treatment of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in dogs. *Vet Parasitol* [Internet]. [citado el 14 de febrero de 2020]. 173: 169-172. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/30105978> doi: 10.1016/j.vetpar.2018.06.006
- Hernández T. 2015. Clínica y cirugía aplicada en menores y mascotas exóticas en el Centro Médico Veterinario Martínez y Vargas. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
- Jiménez M, Vega K, Pereira M, Hagnauer I. Emergencias más frecuentes en animales silvestres. In *Ciencias Veterinarias. Suplemento del XXII Congreso Nacional de Medicina Veterinaria; 2017 Nov 15-17; San José, Costa Rica. Ciencias Veterinarias; 2018. 36 (3). p. 37.*
- Johnson-Delaney CA. 2017. *Ferret Medicine and Surgery*. Boca Raton: CRC. 509 p.
- Jones AK. 2009. The physical examination. In: Tully TN, Dorrestein G, Jones A, editores. *Handbook of Avian Medicine*. 2da ed. Elsevier Saunders. p. 56-76.
- Kohlmann B. 2011. Biodiversity Conservation in Costa Rica – An Animal and Plant Biodiversity Atlas. In: Pavlinov I, editor. *Research in Biodiversity – Modals and Applications*. Londres: InTech. p. 204-222.
- Lafortune M, Wellehan JFX, Heard DJ, Rooney-DelPino E, Fiorello CV, Jacobson ER. 2005. Vacuum-assisted closure (Turtle VAC) in the Management of Traumatic Shell Defects in Chelonians. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. 15 (4): p. 14-18.

- Ley de Conservación de Vida Silvestre – No. 7313. 1992. Imprenta Nacional, San José, C.R.
- [LSU] Louisiana State University [Internet]. 2019. LSU Veterinary Teaching Hospital. Louisiana (Estados Unidos); [citado el 24 de febrero de 2019]. Disponible en: <https://www.lsu.edu/vetmed/index.php>
- Mader DR, Divers SJ. 2014. *Current Therapy in Reptile Medicine & Surgery*. Missouri: Elsevier. 462 p.
- [MINAE-SINAC-CONAGEBIO-FONAFIFO] Ministerio de Ambiente y Energía, Sistema Nacional de Áreas de Conservación, Comisión Nacional para la Gestión de la Biodiversidad, Fondo Nacional de Financiamiento Forestal. 2018. Resumen Sexto Informe Nacional de Costa Rica ante el Convenio de Diversidad Biológica. San José: Programa de Naciones Unidas para el Desarrollo - Apoyo técnico para que las Partes Elegibles desarrollen el Sexto Informe Nacional para el CDB (6NR-LAC).
- Miller WH, Griffin CE, Campbell KL. 2013. *Muller & Kirk's Small Animal Dermatology*. 7ma ed. Missouri: Elsevier. 938 p.
- Miller RE y Fowler ME. 2019. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*. 9na ed. Missouri: Elsevier Saunders. 793 p.
- Mitchell MA y Tully TN. 2009. *Manual of Exotic Pet Practice*. Missouri: Saunders Elsevier. 546 p.
- Obando V. 2007. Biodiversidad de Costa Rica en cifras. INBio, C.R. 26 p.
- Quesemberry KE y Orcutt C. 2012. Basic Approach to Veterinary Care. In: Quesemberry KE y Carpenter JW, editores. *Ferrets, rabbits and rodents – Clinical Medicine and Surgery*. 3ra ed. Missouri: Elsevier. 596 p.
- Rosero-Bixby L, Palloni A. 1998. Population and Deforestation in Costa Rica. *Popul Environ*. 20 (2): p. 149–185.
- Saggese MD. 2009. Clinical Approach to the Anemic Reptile. *J Exot Pet Med* [Internet]. [citado el 14 de febrero de 2020]; 18 (2): 98-111. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506309000421> doi: 10.1053/j.jepm.2009.04.003
- Shury T. 2014. Capture and Physical Restraint of Zoo and Wild Animals. In: West G., Heard D., Caulkett N, editores. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Oxford: Wiley Blackwell. p. 131-144.
- Tully TM [Internet]. 2013. Pocket Pet Physical Examination Form: LafeberVet; [citado el 14 de febrero de 2020]. Disponible en: <https://lafeber.com/vet/pocket-pet-physical-exam-form/>

- Tully TM [Internet]. 2013. Reptile Physical Examination Form: LafeberVet; [citado el 14 de febrero de 2020]. Disponible en: <https://lafeber.com/vet/reptile-physical-exam-form/>
- Vega R. 2013. Medicina de mamíferos exóticos y especies menores: Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
- Vella D. 2009. Management of freshwater turtle shell injuries. *Lab Anim (NY)*. 38 (1): 13-14.
- Warwick C, Steedman C, Jessop M, Arena P, Pilny A, Nicholas E. 2018. Exotic pet suitability: Understanding some problems and using a labeling system to aid animal welfare, environment, and consumer protection. *J Vet Behav* [Internet]. [citado el 14 de febrero de 2020]; 25: 17-26. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1558787818300364> doi: 10.1016/j.jveb.2018.03.015

6. ANEXOS

Anexo 1. Nombres científicos y comunes de las especies de aves tratadas durante la pasantía según su orden y familia.

Orden	Familia	Especie (Nombre científico)	Especie (Nombre común)
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter cooperii</i>	Gavilán de Cooper
		<i>Buteo jamaicensis</i>	Gavilán colirrojo
		<i>Buteo lagopus</i>	Busardo calzado
		<i>Buteo lineatus</i>	Busardo hombrorrojo
		<i>Buteo platypterus</i>	Gavilán aliancho
		<i>Haliaeetus leucocephalus</i>	Águila calva
		<i>Ictinia mississippiensis</i>	Elanio de Misisipi
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas platyrhynchos</i>	Ánade real
		<i>Anser anser domesticus</i>	Ganso doméstico
		<i>Branta canadensis</i>	Ganso canadiense
		<i>Cairina moschata</i>	Pato criollo
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura pelagica</i>	Vencejo de chimenea
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius vociferus</i>	Chorlitejo colirrojo
Columbiformes	Columbidae	<i>Columba livia</i>	Paloma bravía
		<i>Zenaida macroura</i>	Tórtola
Galliformes	Phasianidae	<i>Gallus gallus domesticus</i>	Gallina doméstica
		<i>Meleagris gallopavo</i>	Chompipe
Gruiformes	Rallidae	<i>Porphyrio martinicus</i>	Gallineta de Martinica
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Cardinalis cardinalis</i>	Cardenal norteño
	Corvidae	<i>Corvus brachyrhynchos</i>	Cuervo americano
		<i>Cyanocitta cristata</i>	Chara azul
	Hirundinidae	<i>Progne subis</i>	Golondrina purpúrea
	Mimidae	<i>Mimus polyglottos</i>	Cenzotle común
	Parulidae	<i>Protonotaria citrea</i>	Reinita protonotaria
	Sturnidae	<i>Sturnus vulgaris</i>	Estornino europeo
	Troglodytidae	<i>Thryothorus ludovicianus</i>	Cucharachero de Carolina
Turdidae	<i>Turdus migratorius</i>	Petirrojo americano	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ardea alba</i>	Garza blanca
		<i>Nyctanassa nycticorax</i>	Martinete común
		<i>Nyctanassa violacea</i>	Martinete cabecipinto
	Pelecanidae	<i>Pelecanus erythrorhynchos</i>	Pelícano blanco americano

Piciformes	Picidae	<i>Colaptes auratus</i>	Carpintero escapulario
		<i>Melanerpes erythrocephalus</i>	Carpintero cabeza roja
Psittaciformes	Cacatuidae	<i>Cacatua alba</i>	Cacatúa blanca
		<i>Cacatua galerita</i>	Cacatúa de moño amarillo
		<i>Cacatua moluccensis</i>	Cacatúa de las Molucas
		<i>Nymphicus hollandicus</i>	Cockatiel
	Psittacidae	<i>Amazona ventralis</i>	Amazona dominicana
		<i>Ara ambiguus</i>	Lapa verde
		<i>Ara ararauna</i>	Guacamayo azul amarillo
		<i>A. ararauna</i> x <i>A. macao</i>	Guacamayo Catalina (híbrido)
		<i>Ara macao</i>	Lapa roja
		<i>Aratinga nenday</i>	Loro de cabeza negra
		<i>Forpus coelestis</i>	Cotorrita celestial
		<i>Pionus maximiliani</i>	Loro de Maximilian
	<i>Pyrrhura molinae</i>	Cotorrilla mejilla verde	
	Psittacini	<i>Psittacus erithacus</i>	Lora africana gris
Psittaculidae	<i>Eclectus roratus</i>	Loro ecléctico	
	<i>Psittacula krameri</i>	Cotorra de Kramer	
Stringiformes	Strigidae	<i>Bubo virginianus</i>	Búho real americano
		<i>Megascops asio</i>	Autillo anqui
		<i>Strix varia</i>	Cárabo norteamericano
Suliformes	Sulidae	<i>Sula leucogaster</i>	Alcatraz pardo

Anexo 2. Nombre común y científico de las especies de mamíferos tratadas durante la pasantía según su orden y familia.

Orden	Familia	Especie (Nombre científico)	Especie (Nombre común)
Carnivora	Felidae	<i>Panthera tigris sumatrae</i>	Tigre de Sumatra
	Mustelidae	<i>Lontra canadensis</i>	Nutria de río norteamericana
		<i>Mustela putorius furo</i>	Hurón domesticado
		<i>Neovison vison</i>	Visón norteamericano
Cingulata	Dasypodidae	<i>Dasyus novemcinctus</i>	Armadillo de nueve bandas
Didelphimorphia	Didelphidae	<i>Didelphis virginiana</i>	Zarigüeya de Virginia
Diprotodontia	Petauridae	<i>Petaurus breviceps</i>	Petáuro de azúcar
Eulipotyphla	Erinaceidae	<i>Atelerix albiventris</i> x <i>A. algirus</i> .	Erizo africano domesticado (híbrido)
Lagomorpha	Leporidae	<i>Oryctolagus cuniculus</i>	Conejo domesticado
		<i>Sylvilagus floridanus</i>	Conejo de Florida
Primates	Cercopithecoidea	<i>Cercopithecus neglectus</i>	Mono obispo
		<i>Macaca mulatta</i>	Macaco Rhesus
		<i>Macaca nigra</i>	Macaco negro crestado
		<i>Macaca silenus</i>	Macaco cola de león
Rodentia	Castoridae	<i>Castor canadensis</i>	Castor norteamericano
	Caviidae	<i>Cavia porcellus</i>	Cobayo
	Muridae	<i>Ratus norvegicus</i>	Rata doméstica
		<i>domestica</i>	
		<i>Cynomys ludovicianus</i>	Perrito de las praderas de cola negra
	Sciuridae	<i>Sciurus carolinensis</i>	Ardilla gris de las Carolinas
<i>Sciurus niger</i>		Ardilla zorro oriental	

Anexo 3. Nombre común y científico de las especies de reptiles tratadas durante la pasantía según su orden y familia.

Orden	Familia	Especie (Nombre científico)	Especie (Nombre común)
Crocodylia	Alligatoridae	<i>Alligator mississippiensis</i>	Aligátor americano
Squamata	Agamidae	<i>Pogona vitticeps</i>	Dragón barbudo
	Pythonidae	<i>Python bivittatus</i>	Pitón de Birmania
		<i>Python regius</i>	Pitón real
Testudines	Chelydridae	<i>Chelydra serpentina</i>	Tortuga lagarto
	Emydidae	<i>Pseudemys concinna</i>	Tortuga jeroglífica
		<i>Terrapene carolina</i>	Tortuga de caja común
		<i>Trachemys scripta elegans</i>	Tortuga de orejas rojas
	Kinosternidae	<i>Kinosternon subrubrum</i>	Tortuga de pantano del este
	Testudinidae	<i>Centrochelys sulcata</i>	Tortuga de espolones africana
<i>Gopherus polyphemus</i>		Tortuga de Florida	

Anexo 4. Manejo de los pacientes huérfanos en el Servicio de Medicina Zoológica del VTH de LSU.

- Realizar un examen físico antes de ingresar el animal. Si son pacientes zarigüeyas y ardillas con un peso menor a 40 g o conejos por debajo de los 30 g se sacrifican por tener un pronóstico pobre. En cuanto a las aves, si son *pinkies* (piel rosada descubierta de plumas en su totalidad, ojos cerrados, incapaces de moverse) también se considera la eutanasia.
- Mantener el animal caliente en una incubadora a 85 °F (29.4 °C), a excepción de los conejos con una temperatura de 75-78 °F (23.9 °C – 25.6 °C).
- Identificar los animales de la camada con colores diferentes para facilitar el monitoreo y -registro de datos de cada uno de ellos.
- Estimar la edad del paciente y pesarlos dos veces al día. Si hay pérdidas de peso agudas superiores al 10% y crónicas superiores al 20% son consideradas un mal pronóstico. En estos casos se considera la eutanasia.
- Rehidratar el animal vía oral (por ejemplo, con Pedialyte®) o fluidos subcutáneos (Lactato de Ringer) a una dosis de 100 ml/kg/día.
- Utilizar un substrato en las incubadoras. Con ardillas no utilizar toallas sino papel periódico en tiras. Con aves si se puede utilizar una toalla.
- En el caso de los mamíferos, estimular la región genital y anal con una gaza o algodón mojado con agua tibia para que defeque y orine.
- La alimentación de los pacientes se realiza de acuerdo con la edad y con la especie. Se realiza alimentación forzada o *gavaje* con un tubo gástrico en los pacientes que no tienen capacidad de alimentarse con sólidos o por sí mismos. Formular sustituto alimenticio según el grupo animal y sus hábitos alimenticios (aves: herbívoros, omnívoros, carnívoros, insectívoros y piscívoros; mamíferos: herbívoros, omnívoros y carnívoros).

Alimentación de ardillas huérfanas

Antes de las dos semanas: Alimentar cada dos horas. Iniciar con 0.5 mL antes de cumplir la primera semana y 0.75 ml antes de cumplir la segunda.

- Día 1: 1 parte de Esbilac puppy® y 5 partes de agua.
- Día 3: 1 parte de Esbilac puppy® y 4 partes de agua.
- Día 5: 1 parte de Esbilac puppy® y 3 partes de agua.
- Día 6 en adelante: 1 porción de Esbilac puppy® y 2 porciones de agua.
- Semana 2-3: Alimentar cada 3 horas. Se alimenta el número de ml de la cantidad de semanas; por ejemplo: 2 ml en su segunda semana, 3 ml en su tercera semana, y así sucesivamente.
- Semana 4-7: Alimentar cada 4 horas.
- Semana 5-6: Aumento de apetito. Subir porción a 6-8 ml por alimentación.
- Semana 6-7 en adelante: Ofrecer alimento para roedores y vegetales.
- Semana 7-9: Dar fórmula 3 veces al día. Incluir alimentos sólidos en el recinto.

- Semana 9-10: Dar fórmula 2 veces al día. Incluir alimentos sólidos en el recinto.
- Semana 10-12: Rechazará fórmula para este momento. Agregar almendras, nueces y una pequeña porción de semillas de girasol a su alimentación. Cuando puedan abrir nueces por sí mismos, alrededor de la semana 10-12, pueden ser liberados.

Estimación de la edad de ardillas

Edad	Descripción
1-5 días	Pequeño, del tamaño del pulgar de una mujer (del nudillo a la punta), totalmente rosado, sin pelo.
5 a 10 días	Desarrollo de pelo suave, rojizo y similar al de un pincel alrededor de la nariz y la boca.
10 días a 2 semanas	Se observa una sombra morada-grisácea cubriendo la cabeza, hombros y espalda. El abdomen y las piernas siguen rosadas.
2 a 3 semanas	La coloración grisácea-morada se va cubriendo de pelo.
3 semanas	Los dientes frontales mandibulares empiezan a emerger. El pelo es liso, suave y brillante. Las piernas y el abdomen siguen descubiertos de pelo.
4 semanas	Cubierto de pelo de coloración grisácea-café a excepción de las porciones distales de las piernas, el abdomen y ventral en la cola, donde se puede observar parches de pelo blanco.
5 semanas	Pelo más grueso, incluyendo piernas y abdomen. El pelo de la cola es corto. Tiene los ojos abiertos.
5-6 semanas	Dientes frontales maxilares empiezan a emerger. Empieza a doblar la cola sobre su espalda.
6-7 semanas	Totalmente cubierta de pelo a excepción de la cola. Duerme menos, con mayores periodos de actividad.
7-8 semanas	La cola está cubierta de pelo. Debe colocarse en un lugar de mayor espacio por aumento de actividad.
8-9 semanas	Apariencia de una ardilla adulta en miniatura. Ha perdido apariencia infantil. Muy activa, destruye objetos con facilidad.
9-10 semanas	Aumento de masa muscular
10-12 semanas	Tiene $\frac{3}{4}$ del tamaño total. Liberar en la semana No. 12.

Alimentación de conejos huérfanos

Alimentar únicamente dos veces al día. Iniciar utilizando una jeringa de 3 mL o un gotero. El gazapo debe alimentarse posicionado verticalmente. Introducir la jeringa hasta el fondo de la boca o al lado para evitar broncoaspiración. Inicialmente tomarán una pequeña cantidad, pero conforme pase el tiempo reciben mejor el alimento.


- Recién nacido a una semana: 2-3 ml por alimentación (dos veces al día).
- 1-2 semanas: 5-7 ml por alimentación. Debe de estimularse orina/defecación antes de alimentar.
- 2-3 semanas: 7-13 ml por alimentación. Empezar a introducir heno de fleo o de avena, pellets y agua (conejos silvestres deben tener pasto verde).
- 3-6 semanas: 10-15 ml por alimentación.

Estimación de la edad y peso de conejo de Florida (*Sylvagus floridanus*)

Edad	Descripción
1-7 días	Gazapo no tiene cobertura de pelo o sumamente corto; tiene los ojos cerrados. Al nacimiento pesa entre 28-40 g.
5-7 días	Gazapo abre los ojos.
9-12 días	Orejas del gazapo se mantienen erectas.
14 días	El animal está totalmente cubierto de pelo. Alcanza peso de 42-50 g entre los 10 días y 2 semanas de vida.
12-15 días	El gazapo gana interés por objetos y los muerde.
15-20 días	El animal está más activo y empieza a dejar el nido para explorar el área.
17-22 días	Las orejas miden entre 5 y 6 pulgadas. Peso de 80 g aproximadamente.
Más de 21 días	El gazapo se mantiene nervioso, activo, asustadizo, responde rápido a sonidos inesperados y mantiene las orejas totalmente erectas.
5 semanas	Peso aproximado de 100 g.
6 semanas	Peso aproximado de 120 g, edad de liberación.

Anexo 5. Ejemplo de “*reporte de examen físico*” realizado en el Servicio de Medicina de Zoológico.

Reducir (Ctrl+1)



School of
Veterinary Medicine

Veterinary Teaching Hospital

<p>Client ID: 43932 Client Name: Address:</p> <p>Primary Phone: Referring Hospital: Referring DVM:</p>	<p>Patient ID: 209704 Name: Ruby Species: Avian Breed: Parrot, Eclectus Sex: F Color:</p> <p>Birth Date: 5/10/2007</p>
--	--

Avian History and Physical examination

Admit Date: 5/13/2019 Specialty Service: Zoological Medicine

Presenting Complaint

Background Information
 Length owned: ___ Obtained from: Pet Shop Breeder Other
 Vaccine History: ___ When was last molt? ___

 How often is bird handled? Daily Occasional Never

 Bird ever taken outside? No Yes If yes, for how long? ___
 Fecal consistency/character: A little dry_

Cage Environment and Husbandry
 Housed: Indoors Outdoors Allowed to roam free In house? Yes No
 Where is cage located? ___ Size of enclosure: 4x4x4x4_
 Type of caging: Wire cage_ Galvanized? Yes No
 Cage substrate: Paper_ How often cage cleaned? Daily_
 Type of disinfectant used: ___
 Types of toys/perch in cage? ___

Nutrition
 Type of food offered:
 Pellets? No Yes If yes, what brand? ___ Amount fed/Frequency: ___
 Seed? No Yes If yes, what brand? ___ Amount fed/Frequency: ___
 Fruits? No Yes If yes, what brand? ___ Amount fed/Frequency: ___
 Vegetables? No Yes If yes, what brand? ___ Amount fed/Frequency: ___
 Water source: Permanent_ How often water changed? ___
 Supplements/Treats: ___ Amount fed/Frequency: ___
 Any other pets? Yes No If yes, specify: ___
 Any other birds? Yes No Specify: ___
 Birds are housed together or singly? ___
 If not housed together, where are other birds located? ___
 Any new birds? Yes No If yes, specify: _N/A_
 Were the new additions properly quarantined?

Past Medical History/Problems:

Louisiana State University Small Animal Hospital 1909 Skip Bertman Drive Baton Rouge LA



School of Veterinary Medicine

Egg retention surgery

Current Medical History- signs, chronological course, prior therapy with dates
Lethargy, breast feathers plucking, coelomic mass on palpation

Current Medications names, doses, and frequency

- Enrofloxacin
- Metoclopramide
- _Gel reptile (daily)_

Physical examination- Vital Signs

Avian Physical Examination

Cage observation:

Attitude: ___ Activity: ___ Posture: Normal Abnormal

Body condition: N A Overconditioned

Integument: N A Eyes: N A Beak/Cere: N A

Feather Quality: Contour N A Flight N A

Nares: N A Ears: N A
describe: describe

Oral cavity:

Choanae: N A Glottis N A

Crop: N A Uropygial gland (if present): N A

Vent: N A Coelomic palpation: N A Coelomic mass

Mucous Membrane: Pink Hydration status: Normal

<5% 5-10% >10%

Wings: Patagium N A Position N A

Range of Motion N A Palpation N A

Legs:

Palpation: N A Nails: N A

Range of motion: N A Plantar surface: N A

Neurological exam:

Awareness of surrounding: N A

Ability to move properly: N A

External parasites: No Feces: A little dry

Auscultation:

Cardiovascular: N A Respiratory: N A

describe describe

Other abnormal findings: ___

Student: Julio Ruiz
House Officer: Dr. Rockwell
Clinician: Dr. Nevarez

Louisiana State University Small Animal Hospital 1909 Skip Bertman Drive Baton Rouge LA

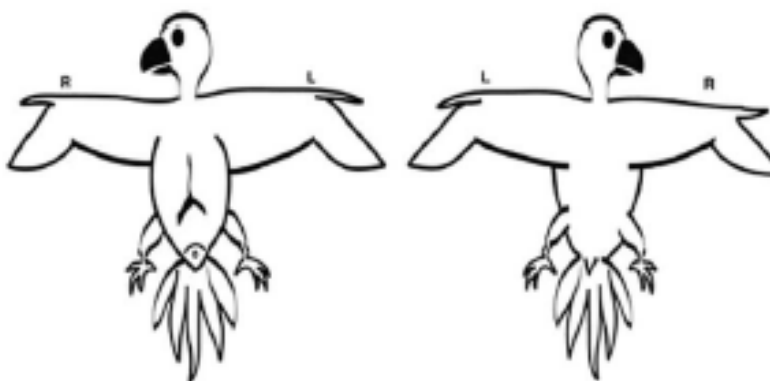
(225) 578-9600

Anexo 6. Ficha de revisión física para pacientes de la clase Aves (Doneley et al 2006).

Physical Examination Form

©Spix Publishing Inc, Adapted from Harrison GJ, Lightfoot TL: Clinical Avian Medicine, 2005.

MAP OF FINDINGS



Harcourt-Brown

BODY CONDITION

- Body weight _____ g
 Hydration: Normal
 Dehydration: <5% >5-10% >10%
 Emaciation yes no
 Underweight yes no
 (percent or by how many grams? _____% _____g)
 Amount of body fat: None Trace Light Obese
 Lipoma(s) yes no
 Where located? _____ (see diagram)

BLEEDING

IF BLEEDING IS OR HAS BEEN PRESENT

- Bleeding/bruising of**
 Sternum yes no
 Distal wing yes no
 (note: bleeding from wing tips may be from skin tears, bruising or damaged blood feathers and these must be differentiated)
 Skin yes no
 Location: _____
 Beak yes no
 If yes from beak tip, trauma? yes no
 Bite wound yes no
 Skin at commissure yes no
 Blood feathers yes no
- Clitoral blood**
 Frank red blood in feces yes no
 Occult blood in feces yes no
 Black feces yes no
 Frank blood from cloaca independent of droppings yes no
 Hemolyzed blood in urine yes no

- Occult blood in urine yes no
 "Chocolate milk" methemoglobin in urine yes no

FEATHERS

- Clipping of Wings**
 IS BIRD CURRENTLY FULL-FLIGHTED? yes no
 Owner declines clipping yes no
 Wing clipped: Now yes no
 Previously yes no
 Wing clipped: Right yes no
 Left yes no
 Both yes no
- Feather Structure/Color**
 Abnormal molt yes no
 Describe: _____
 Chronic pinfeathers that fail to open yes no
 Retained keratin in the feathers of head yes no
 Feathers of body yes no
 Saw-toothed edges to feathers (failure to zip) yes no
 Broken, malformed or bent feathers yes no
 Lack of powder down when applicable yes no
 Dull appearance to feathers yes no
 Stained or dirty yes no
 Generalized Localized
 Stress lines/bars yes no
 Flexibility of feather at 180° tip to base: (test of feather integrity)
 • Breaks when bent yes no
 • Bends and remains bent yes no
 • Indents when flexed yes no
 • Straightens back to normal when released yes no

Are there malcolored feathers (abnormal for species, i.e., black on normally green or blue feathers, pink or red feathers; yellow coloration to normally blue, green or white feathers; white discoloration of hyacinth feathers; red pigment in gray feathers)..... yes no
If yes, describe (color, location, onset): _____

Over-preening, picking, or other feather destructive behavior..... yes no

Feather dystrophy..... yes no

Multiple feathers in follicles..... yes no

BEAK

Is beak symmetrical..... yes no

If no, describe abnormality (scissors beak, prognathism, beak trauma, groove in beak from naris, previous rhinitis, other) _____

Overgrown..... yes no

Friable..... yes no

Hyperkeratinization..... yes no

Small scratch abrasions from concrete perch evident on beak..... yes no

NAILS

Missing nails..... yes no

List: _____

Abnormally curled..... yes no

Otherwise deformed..... yes no

If so, describe: _____

SKIN

Flaking..... yes no

Pruritic..... yes no

Other lesions (erythema, excoriations, scabs, lacerations, necrotic areas)

List and see diagram: _____

Cutaneous or subcutaneous masses..... yes no

Describe: _____

Loss of normal foot patterns (thin shiny skin)..... yes no

Where located: _____

Pododermatitis..... yes no

Where located and degree: _____

Self-cannibalized (mutilation)..... yes no

Where located: _____

Burn..... yes no

Where located: _____

Bite wounds..... yes no

Where located: _____

(Note: with a history of an encounter with a dog or cat, one should assume that a bite wound has occurred whether or not a wound is detected)

UROPYGIAL GLAND

Is a uropygial gland normally present or absent in this species?..... yes no

If present, is the uropygial gland normal in size and symmetry?..... yes no

Able to express small amount of sebium from papilla..... yes no

AXIAL SKELETON

Is the spine completely immobile..... yes no

If mobile, identify areas of bruising: _____

ABAXIAL SKELETON

Wings

Symmetrical at rest (i.e., no wing droop)..... yes no

Bilaterally symmetrical on extension..... yes no

Symmetrical range of motion..... yes no

Pain on palpation, extension or flexion..... yes no

Swelling or thickening of any joints..... yes no

Skin of patagium healthy and elastic..... yes no

Legs

Tibiotarsal length _____

Symmetry of legs when extended..... yes no

Range of motion of leg joints - bilaterally symmetrical..... yes no

Pain on extension or flexion..... yes no

Weakness of grip when perched..... yes no

Symmetrical grip strength..... yes no

Favoring one leg when perched or ambulating..... yes no

Feet abnormally warm..... yes no

Posture (erect, drooped, unstable)..... yes no

If yes, describe: _____

Toes

Toes missing..... yes no

Which one(s): _____

Toes deformed/flexed..... yes no

Which one(s): _____

Sternum

Carina of keel - smooth, straight..... yes no

Breast muscle bilaterally symmetrical..... yes no

ABDOMINAL PALPATION

Normal or increased sterno-pubic distance..... yes no

Palpable fluid in sterno-pubic area..... yes no

Severity/extent of fluid? _____

Masses palpable in sterno-pubic area..... yes no

RESPIRATORY/CARDIOVASCULAR

Nares

Dirty feathers over nares..... yes no

Nasal discharge..... yes no

Character: _____

Nares asymmetrical..... yes no

Describe: _____

Dry (lith), hard mass in nares..... yes no

Intraorbital sinus swollen..... yes no

Describe: _____

Excessive sneezing..... yes no

Dyspnea..... yes no

If yes, characterize the dyspnea: _____

Is neck extended and does the bird vocalize with inspiratory dyspnea..... yes no

Is there increased abdominal movement..... yes no

Open mouth breathing..... yes no

Tail-bobbing..... yes no

Panting with exercise..... yes no

Cessation of panting within 2-3 minutes..... yes no

Auscultation

Respiratory Rate _____ Heart Rate _____

- Cardiac murmur yes no
- Arrhythmia yes no
Describe: _____
- Air sacs audible yes no
Describe: _____
- Lung sounds audible yes no
Describe: _____
- Nasal or tracheal noise/fluid/whoosh yes no
Describe: _____

NEUROLOGIC - SENSORY**Ears**

- Presence of symmetrical openings yes no
- Discharge or matting of feathers yes no
- Pruritus, excessive scratching at ears yes no
- Fluid or material visible beneath tympanic membrane yes no
- Head tilt yes no

Eyes

- Symmetrical size when viewed head-on yes no
(If not, R/O glaucoma, exophthalmos, sinusitis, microphthalmia, retrobulbar mass)
- Redness or hyperplasia of conjunctiva yes no
- Blépharospasm yes no
- Corneal opacity yes no
- Clarity of lens yes no
- Iris color consistent with age, species and sex yes no
- Pupillary light response yes no
(Note: consensual response is not present in birds, and voluntary constriction can occur, so interpret carefully.)
- Eyelid margins normal yes no
- Does the bird appear visual yes no
- Egg-yolk stroke yes no
- Neurologic exam - use special form not included

REPRODUCTIVE SYSTEM**Female**

- Abdominal palpation suggestive of egg retention yes no
- Evidence of cystic ovarian disease yes no
- Egg-yolk peritonitis yes no

Male

- Is the vent irritated yes no
- Change in cere color (budgerigars) yes no

DIGESTIVE SYSTEM**ORAL EXAMINATION****Choana**

- Choanal papilla normal yes no
- Papillomas in oral cavity yes no
- Presence of plaques yes no
- Abscesses near glottis at base of tongue yes no
- Infundibular cleft visible yes no
- Infundibular cleft swollen or discharge present yes no
- Mucous membrane color appropriate for species yes no
- Sublingual area abscess/mass yes no
- Tongue symmetrical and mobile yes no

- Submandibular space abscess yes no
- Wounds yes no
Describe: _____

Regurgitation

- Passive or active regurgitation noted yes no
- Passively regurgitates water when handled yes no
- Delayed crop emptying yes no
- Food retained in crop/crop distention yes no
- Odor to crop contents yes no
- Lesions/burns/fistulas on crop skin yes no

Droppings

- Odor to feces yes no
- Decreased/increased amount yes no
- Yellow or green in urine yes no
- Yellow or green in urates yes no
- Change in feces color yes no
- Increased liquid in urine yes no
- Increased powdered urates yes no
- White, fluffy droppings yes no
- Undigested food in feces yes no
- Dark brown, black tarry or coffee ground-colored feces yes no
- Parasites (consult with laboratory fecal exam for eggs) yes no
- Bubbly, gaseous droppings yes no
- Scant feces yes no
- Diarthra yes no
- Pasting of vent yes no

Gram's Stain of Droppings

- Normal numbers of digestive bacteria (100-150/high power field) yes no
- Decreased number of bacteria (____/field) yes no
- High % of gram-positive rods (>90%) yes no
- Low % of gram-positive cocci (<10%) yes no
- Gram-negative rods yes no
 >1% >10% >30% >90%
- More than 5-10 yeast per field yes no
- More than 10% budding yeast yes no
- Clostridium spp. present yes no
- Undigested fiber yes no
- RBCs in Gram's stain yes no
- WBCs in Gram's stain yes no
- Megabacteria (macrothabiosis) in Gram's stain yes no
- Fungal or yeast hyphae in Gram's stain yes no

Cloaca

- Vent lips normal yes no
- Diameter of vent and tone normal yes no
- Mucosa of cloaca normal thin, clear tissue yes no
- Irritation, ulceration, cobblestone appearance or papillomas noted yes no

Acknowledgements

Spix Publishing Inc acknowledges the following veterinarians for their input into the physical examination form:

Drs. Greg J. Harrison, Teresa Lightfoot, Bob Doneley, Nigel Harcourt-Brown, Jan Hooimeijer and Thomas Tully.

Anexo 7. Ficha de revisión física para pequeños mamíferos (Tully 2013).

Date: _____

Species: _____		Pocket Pets Physical Exam	
Cage Observation: Attitude _____		Activity _____	Posture: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Integument: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Eyes: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	
Nares: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Ears: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	
Oral Cavity: Teeth: Incisors occlusion Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Hydration Status Normal <input type="checkbox"/> <5% <input type="checkbox"/> 5-10% <input type="checkbox"/> >10% <input type="checkbox"/>	
Molars occlusion Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>			
Mucous membranes _____			
Body Condition: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Anus: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	
Weight: _____		Abdominal Palpation: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Lymph Nodes: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Legs:			
Palpation	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Nails	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
		Range of Motion	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Neurological Exam:			
Awareness of Surroundings		Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	
Ability to move properly		Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	
External Parasites: _____		Feces: _____	
Auscultation: Cardiovascular		Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Heart Rate _____
Respiratory		Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Respiratory Rate _____
		Temperature: _____	


Describe Abnormal Findings:

Anexo 8. Ficha de revisión física para pacientes de la clase (Tully 2013).

Date: _____

Species:	Reptile Physical Exam		
Cage Observation:	Attitude _____	Activity _____	Posture: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Integument:	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Eyes: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Nares:	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Ears: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Oral Cavity:			Glottis: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Teeth	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Hydration Status	Normal <input type="checkbox"/> <5% <input type="checkbox"/> 5-10% <input type="checkbox"/> >10% <input type="checkbox"/>
Mucus membranes	_____		
Body:	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Vent/ cloaca: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Condition			
Weight:	_____		
Legs:			Nails: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Palpation	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		Plantar surface: Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
Range of motion	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>		
Neurological Exam:		Awareness of Surroundings	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
		Ability to move properly	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>
External Parasites:	_____		
		Feces:	_____
Auscultation:	Cardiovascular	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Heart Rate: _____
	Respiratory	Normal <input type="checkbox"/> Abnormal <input type="checkbox"/>	Respiratory rate: _____
Describe Abnormal Findings:			

Anexo 9. Ejemplo de “Informe de evaluación anestésica del paciente y plan tentativo” realizado en el Servicio de Medicina de Zoológico.

	School of	Veterinary Teaching Hospital
	Veterinary Medicine	Anesthesia Patient Evaluation and Tentative Plan
Anesthesia Patient Evaluation		
Ruby	209704	408 grams
5/22/2019		
Location: <input type="checkbox"/> ICU <input type="checkbox"/> Wards <input type="checkbox"/> Cat Room <input type="checkbox"/> Derm <input type="checkbox"/> Barn		Procedure(s): Exploratory oolithotomy/ salpingohysterectomy
Cage/Stall: Zoo Medicina		
<p>History: Ruby, a 12 year old female intact eclectus parrot presented to the LSU Zoological Service on 5/13/19 on referral for an ultrasound and spay. On physical examination, a mass was felt on palpation of the coelom. An ultrasound was performed with Ruby under general anesthesia, which she tolerated well. Ruby recovered well from anesthesia.</p> <p>Previous Anesthesia?: Yes, for ultrasound on 5/13/19.</p> <p>Current Medications:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Enrofloxacin 5 mg PO q12h (11 mg/kg) • Metoclopramide 1.25mg - 2.5 mg PO q8-12 hrs (2.8-5.8 mg/kg) • Bene-Bac bird/reptile gel <p>Physical exam: ___</p> <p>Heart rate: ___ Resp Rate: ___</p> <p>Temp: ___ Pulse Quality: ___</p> <p>MM color: ___ CRT: ___</p> <p>Auscultation: Cardiac: ___</p> <p>Pulmonary: ___</p> <p>Pain Score (0-4) ___ BCS (0-9) ___</p> <p>Patient Demeanor: Aggressive</p>		<p>Clm Path/Imaging:</p> <p>Ruby's blood was submitted for heavy metal analysis and these results were normal. The ultrasound confirmed a caudal coelomic mass with mineral density. The mass was difficult to trace to a hollow tube, like the reproductive tract or gastrointestinal tract, but appeared reproductive in nature. Samples of fluid within the mass were taken and submitted for cytology. These results showed bacteria and plant material- likely a GIT stick. Fluid was also saved for culture and sensitivity but this has not been submitted at this time.</p> <p>CBC/Chemistry was performed by RDVM on 5/7/19</p> <p>CBC: HCT: 52 Hb: ___ TP: 3.3 WBC: 15</p> <p>Platelets: ___ Fibrinogen: ___</p> <p>Chem: Glu: 347 BUN: ___ Creat: ___ Lac: ___</p> <p>Na: 149 K: 3.1 Ca: 8.5 Cl: 116</p> <p>ALT: ___ ALP: ___ HCO3: ___ Alb: 1.4</p> <p>UA: USG: ___ Prot: ___ Glu: ___ Ket: ___</p> <p>Blood type: ___ <input type="checkbox"/> Cross Matched</p> <p>US/Rads/Echo: ___</p> <p>EKG: ___</p> <p>Other: ___</p>
Anesthetic considerations: Potential problem list		Anesthetic implications/proposed treatment
1. Cardiac Arrest		Atropine, Epinephrine, Close monitoring of vitals
2. Respiratory Depression/Hypoventilation		IVPP
3. Hypothermia		Warm fluids, warm towels, Bair Hugger, Hot Dog
Louisiana State University Small Animal Hospital 1909 Sklp Bertman Drive Baton Rouge LA (225) 578-9800		

LSU School of **Veterinary Medicine** **Veterinary Teaching Hospital**
Anesthesia Patient Evaluation and Tentative Plan

4. Bradycardia	Positive Inotropes
5. Pain	Opioids
6. Hemorrhage	Fluid Bolus, Blood Transfusion
7. Hypotension	Decrease Mac, Positive Inotropes
8. Prolonged Recovery	Wear patient off inhalants, active warming
9.	
10.	

ASA Physical Status: I II III IV V E

PLEASE PRINT AN EMERGENCY DRUGS CALCULATION FORM

Pre-Anesthetic Tentative Plan

Ruby Johnson 209704 408 grams 5/22/2019

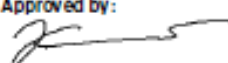
Drugs	Route	Dosage (mg/kg)	Dose (mg)	Conc. (mg/ml)	Volume (ml)	Maintenance of Anesthesia
Premed						<input checked="" type="checkbox"/> Isoflurane <input type="checkbox"/> Sevoflurane <input type="checkbox"/> Desflurane <input type="checkbox"/> N ₂ O MAC % Breathing: <input type="checkbox"/> Circle <input checked="" type="checkbox"/> Bain <input type="checkbox"/> Universal F Fresh Gas Flow : Induction/Recovery: 1 L/min Maintenance: 1-2 L/min FIO ₂ 100 % O ₂ : 1 L/min Air/N ₂ O: Ventilation: 15x 0.408 kg= 6.09 ml (TV) Reservoir bag: 5x 6.09 ml (TV)= 30.45 ml ETT (size): 2.0-6.0 i.d. uncuffed mm (ID) <input type="checkbox"/> US Guided Monitoring: <input checked="" type="checkbox"/> ECG <input checked="" type="checkbox"/> Capnograph <input checked="" type="checkbox"/> BP <input type="checkbox"/> Glucometer <input checked="" type="checkbox"/> NIBP <input type="checkbox"/> TCOF <input checked="" type="checkbox"/> Doppler <input type="checkbox"/> Blood Gas <input checked="" type="checkbox"/> Temp <input checked="" type="checkbox"/> Pulse Ox <input type="checkbox"/> Other:
Butorphenol	IM	1	0.4	10	0.04	
Midazolam	IM	1	0.4	5	0.08	
Meloxicam(ask first)	IM	1	0.4			
Induction						
Isoflurane 5% with 1L/min						
Oxygen						
Other/postop						
Atropine (emergency)	IO	0.5	0.2	0.54	0.4	
Epinephrine (emergency)	M/IO	0.25	0.1	1	0.1	
Local/Regional Anesthesia						<input type="checkbox"/> Electrostimulator
Type of block	Drug	Dosage (mg/kg)	Dose (mg)	Conc. (mg/ml)	Volume (ml)	
Constant Rate Infusion (CRI)						Special Instructions:
Drugs	Route	Dosage (mg/kg)	Dose (mg)	Conc (mg/ml)	Volume (ml)	<input type="checkbox"/> Ventilator: <input type="checkbox"/> PIP: cmH ₂ O <input type="checkbox"/> EtCO ₂ range: mmHg <input type="checkbox"/> Glucose: <input type="checkbox"/> PCV/TP: <input type="checkbox"/> Lactate: <input type="checkbox"/> Central Line: <input type="checkbox"/> Suction:

Louisiana State University Small Animal Hospital 1909 Skip Bertman Drive Baton Rouge LA (225) 578-9600

LSU School of **Veterinary Medicine** **Veterinary Teaching Hospital**
Anesthesia Patient Evaluation and Tentative Plan

Fluid Therapy Type	Route	Dosage (ml/kg/h)	Rate (ml/h)	Drip set (drops/ml)	Drops/sec	If MAP < 150 mm Hg:
LRS	IV	10	4.08			<input type="checkbox"/> Dopamine <input checked="" type="checkbox"/> Dobutamine <input type="checkbox"/> Noradrenaline Dose range: Fluid Bolus: <input checked="" type="checkbox"/> LRS 4.08 ml/kg/ 5-7 min <input type="checkbox"/> HES ml/kg/ min

Faculty Note: Do not exceed 15-20 mmHg pressure during IVPP. IV Catheter: Has One Needs One Needs two

Approved by: 

Anexo 10. Hoja de medicaciones de emergencias elaborada para una *Eclectus loratus* (Lora ecléctica) atendida personalmente durante la consulta; editado por Julio Ruiz.

Avian Emergency Drug Calculator

5/23/19

Patient Name: Ruby

Patient Number: 209704

Patient weight (kg): 0.405 kg

Drug	Concentration (mg/ml)	Dose (mg/kg)	Route	Bolus	Units
Atropine	0.54	0.5	IV/IO	0.375	ml
Epinephrine (1:1000)	1	1	IV/IO	0.405	ml
Diazepam	5	0.75	IV	0.061	ml
Furosemide	50	2	IV	0.016	ml
Shock Fluids		90	IV	36.450	ml/hour
Maintenance Fluids		70	IV	1.181	ml/hour
Hetastarch 6%		15	IV	6.075	ml/hour
Butorphanol	1	1.5	IM	0.608	ml
Butorphanol	10	1.5	IM	0.061	ml
Lidocaine	20	0.4		0.008	ml
Meloxicam	5	0.4	IM	0.032	ml
Naloxone	0.4	0.01	IV	0.010	ml
Flumazenil	0.1	0.05	IV	0.203	ml
Doxapram	20	5	IV	0.101	ml