

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

**Pasantía en manejo, diagnóstico y terapéutica de especies
silvestres en el centro de rescate Toucan Rescue Ranch,
San Isidro de Heredia, Costa Rica**

Modalidad: Pasantía

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

Santiago García Dobles

Campus Pbro. Benjamín Núñez, Heredia

2022

TRIBUNAL EXAMINADOR

Laura Bouza Mora, M.Sc
Vicedecana Facultad de Ciencias de la Salud

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

Alejandra Calderón Hernández, M.Sc.
Tutora

Janet Sandí Carmiol, Lic.
Lectora

Ana María Villada Rosales. M.Sc.
Lectora

Fecha: _____

AGRADECIMIENTOS

Expreso mi profundo agradecimiento por la oportunidad y disposición para recibirme durante el periodo de la pasantía al Toucan Rescue Ranch, ubicado en San Isidro de Heredia, Costa Rica.

A la Dra. Janet Sandí C y a la Dra. Ana María Villada R por compartir sus conocimientos y ser una guía durante la realización de la pasantía. A los demás miembros del equipo y otros internos con los cuales tuve la oportunidad de compartir y enriquecer la experiencia desde una perspectiva multidisciplinaria en el manejo de un centro de rescate de fauna. Asimismo, a la Dra. Alejandra Calderón H por su acompañamiento y orientación para desarrollar y presentar los resultados del interinato clínico realizado en el centro de rescate.

A las instituciones gubernamentales tales como el MINAE y Bomberos de Costa Rica por atender diversos casos en los que la fauna silvestre se encuentra en situación de peligro, de igual forma, a personas particulares no asociadas a un ente gubernamental que tuvieron la confianza de contactar al centro para orientación en caso de tener un encuentro con un animal de vida libre.

A todas las personas que mediante la realización de horas TCU o de manera voluntaria trabajan para atender la alimentación y cuidado de los animales residentes en el santuario de vida silvestre, por las donaciones realizadas al centro de rescate las cuales permiten poder brindar una atención médica con mayores recursos para lograr en la medida de lo posible rehabilitar al animal que ingresa a la clínica en dicho centro.

Finalmente agradezco a mi familia y amigos, a mis padres y hermanos por apoyarme de manera incondicional. Con gratitud por la oportunidad de participar en el proceso de rehabilitación de diversas especies de vida silvestre del país que requirieron la atención veterinaria en el centro de rescate previo a la reintroducción a su hábitat natural.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

AGRADECIMIENTOS	i
ÍNDICE DE CONTENIDOS	iii
INDICE DE CUADROS	v
INDICE DE FIGURAS	vi
RESUMEN	ix
ABSTRACT	xi
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Justificación e importancia	5
1.3. Objetivos	7
1.3.1. Objetivo General	7
1.3.2. Objetivos Específicos	7
2. METODOLOGÍA	8
2.1. Lugar de la pasantía	8
2.2. Período de la pasantía	10
2.3. Descripción de las actividades realizadas en el Centro de Rescate	10
2.5. Bitácora	12
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	13

3.1. Estadísticas generales de la atención de animales	13
3.2. Motivos de remisión al centro de rescate durante la pasantía	17
3.2. Hallazgos de las pruebas diagnósticas empleadas durante la pasantía	30
3.2.1. Prueba de flotación fecal	31
3.2.2. Estudios radiológicos	39
3.2.3. Análisis Clínicos	41
3.2.4. Ultrasonografía	51
3.3 Tratamientos farmacológicos aplicados a la fauna silvestre	56
4. CONCLUSIONES	68
5. RECOMENDACIONES	69
6. REFERENCIAS	70

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Número de muestras positivas y endoparásitos encontrados en exámenes coproparasitológicos realizados en animales silvestres de vida libre y en condición de cautiverio en el Toucan Rescue Ranch.	32
Cuadro 2. Hallazgos en las pruebas de análisis clínicos empleadas en perezosos de dos dedos, <i>Choloepus hoffmanni</i> , en el Toucan Rescue Ranch.	43
Cuadro 3. Hallazgos de hemograma en Lapa verde juvenil; <i>Ara ambiguus</i> , remitida al Toucan Rescue Ranch.	45
Cuadro 4. Hallazgos ultrasonográficos en perezosos de dos dedos; <i>Choloepus hoffmanni</i> , remitidos al Toucan Rescue Ranch.	52

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Órdenes taxonómicos de los 62 animales silvestres atendidos en Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.	13
Figura 2. Especies de animales silvestres remitidas al Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.....	15
Figura 3. Principales remitentes de fauna al Toucan Rescue Ranch.	16
Figura 4. Motivos de remisión de los 62 animales silvestres en el Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.	18
Figura 5. <i>Hallazgos clínicos en la fauna atendida en el Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.</i>	23
Figura 6. Esquema de relación entre motivos de remisión y las principales amenazas detectadas en la fauna silvestre remitida al Toucan Rescue Ranch....	25
Figura 7. <i>Parásitos gastrointestinales detectados mediante prueba de flotación fecal en el Toucan Rescue Ranch.</i>	33
Figura 8. <i>Imagen de Radiografía. Vista Antero-proximal del miembro anterior derecho de un búho; Ciccaba virgata remitido al Toucan Rescue Ranch.</i>	40
Figura 9. <i>Imagen ultrasonográfica a nivel lumbar en vejiga y riñón de una perezosa Choloepus hoffmanni remitida con electrocución al Toucan Rescue Ranch.</i>	54
Figura 10 . Grupos de fármacos empleados en fauna en el centro de rescate Toucan Rescue Ranch.....	57

Figura 11. Principios activos de medicamentos empleados en la atención de fauna silvestre durante la pasantía en el Toucan Rescue Ranch. 58

LISTA DE ABREVIATURAS

ADN: Ácido desoxirribonucleico

AINE: Antiinflamatorio no esteroideo

CAM: Concentración Alveolar Mínima

CDV: Virus de Distemper Canino (por sus siglas en inglés)

COX: Ciclo-Oxigenasa

ELISA: Ensayo Inmunológico Ligado a Enzimas (por sus siglas en inglés)

I.M.: Intramuscular

IUCN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (por sus siglas en inglés)

I.V.: Intravenoso

LCVS: Ley de Conservación de Vida Silvestre

MINAE: Ministerio de Ambiente y Energía

PCR: Reacción en cadena de la polimerasa (por sus siglas en inglés)

RX: Radiografía

SINAC: Sistema Nacional de Áreas de Conservación

S.C.: Subcutáneo

US: Ultrasonido

RESUMEN

Este informe de pasantía expone los datos recopilados en el Toucan Rescue Ranch ubicado en San Isidro de Heredia, Costa Rica. Dicha pasantía se realizó durante el periodo comprendido entre el 7 de diciembre de 2020 y el 16 de febrero de 2021, para un total de 320 horas, que se centró en tres tareas principales: recopilar diferentes amenazas a la vida silvestre local, argumentar la relación entre los enfoques diagnósticos con las decisiones terapéuticas y establecer datos de referencia sobre tratamientos farmacológicos.

El estudiante participó en la toma de la historia y examen clínico de 62 animales (31 aves, 30 mamíferos y un marsupial), que fueron remitidos principalmente porque fueron encontrados al lado de la carretera o, en el caso de los mamíferos, también por electrocución. Se concluyó que la fragmentación del hábitat es una de las principales amenazas a las que se ve enfrentada la fauna, pues el desarrollo urbano en áreas rurales implica la construcción de carreteras, edificios e instalación de infraestructura eléctrica que desencadena eventos como atropellos y electrocuciones en animales de vida libre. Por otro lado, mediante la realización de 50 pruebas de flotación fecal, diez radiografías, nueve exámenes de laboratorio diagnóstico y ocho ultrasonidos, se pudieron establecer decisiones terapéuticas basadas en evidencia. Asimismo, mediante el registro de 33 tratamientos farmacológicos, se estableció información de referencia con respecto a los principios activos farmacológicos de uso común en la atención veterinaria de

la vida silvestre, y se argumentaron los principales criterios para un tratamiento farmacológico responsable y adecuado.

Palabras clave: Conservación, Diagnóstico, Fauna, Pasantía, Tratamiento

ABSTRACT

The present document is the report of the data collected from a period between December 07th 2020 and February 16th, 2021, in the internship carried out in the Toucan Rescue Ranch, located in Heredia San Isidro, Costa Rica, which was focused on three main objectives: compiling different threats to local wildlife, arguing the relation between diagnostic approaches with therapeutical decisions, and establishing reference data regarding pharmacological treatments.

The student participated in the taking of the history and clinical examination of 62 animals (31 birds, 30 mammals and a marsupial), which were referred mainly because they were found on the side of the road or in the case of mammals also by electrocution. The habitat fragmentation stands out as one of the main threats that local fauna must face, urban development in rural areas implies the construction of roads, buildings, and the installation of electrical infrastructure, which triggers events such as run over and electrocutions in wildlife animals. By showing different findings in routinely use diagnostic methods; 50 fecal flotation test, ten X-rays, nine blood tests and eight ultrasounds, portrays the importance on these techniques to aid the clinical examination and establish therapeutical decisions. In addition, by the compilation of 33 pharmacological treatments, establish reference information in respect of the commonly use pharmacological active principles to aid the therapeutical approaches in wildlife casualties. Arguing the main criteria to a responsible and appropriate pharmacological treatment.

Key Words: Conservation, Diagnosis, Treatment, Internship, Wildlife

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Existe un impacto negativo sustancial sobre las poblaciones de animales de vida libre por causa de las actividades humanas, como el crecimiento demográfico que ha originado la destrucción, modificación y fragmentación de su hábitat. En consecuencia, estos cambios reducen la disponibilidad de alimento, provocan alteraciones en su sistema inmunológico y/o un éxito disminuido en su reproducción. A estas amenazas se suman la dispersión de especies exóticas e invasoras, la contaminación (sónica, luminosa y ambiental) y los efectos del cambio climático que provocan un cambio en la virulencia de los patógenos y un aumento en la presentación de enfermedades (Taylor-Brown et al. 2019).

En los últimos años, promover un enfoque dirigido hacia el estudio de las enfermedades de la vida silvestre como un componente esencial de la gestión ambiental ha adquirido una relevancia sin precedentes (Mainka 2001). Esto se debe a que las enfermedades tanto infecciosas como no infecciosas son un desafío para la conservación en la vida silvestre; así como en el ámbito global, a nivel local también se ven los efectos de los cambios antropogénicos que tienen influencias directas e indirectas en la salud de estas especies (Deem et al. 2001).

La confiscación por tráfico ilegal, intoxicación por aplicación de pesticidas, quemaduras por el tendido eléctrico y atropellos, son algunas de las actividades humanas por las cuales se reciben animales en centros de rescate (Deem 2007). Esto sumado a los eventos naturales, puede llevar a una carga de animales

heridos y/o huérfanos que el estado no puede atender y por lo tanto su atención recae en los centros de rescate (Englefield et al. 2019).

Cuando un animal silvestre es encontrado fuera de su hábitat, debe ser evaluado y si no hay ningún problema de salud aparente, se reubica en un área donde se encuentre fuera de peligro o si se detecta alguna situación que amerita una revisión más detallada, se remite a un centro de rescate. El médico veterinario es el encargado de realizar una revisión exhaustiva y de guiar la fase de rehabilitación o recuperación, para luego determinar si será devuelto a su hábitat para su liberación o estará en cautiverio toda su vida (Mullineaux 2014; Pyke y Szabo 2018).

Debido a la complejidad del manejo de los animales silvestres que involucra aspectos que incluyen el conocimiento de la especie, la rehabilitación posterior a su recuperación, estrategias de liberación y enriquecimiento ambiental (Deem 2015), el médico veterinario debe apoyarse en técnicas diagnósticas y terapéuticas con el fin de promover y salvaguardar el bienestar animal mediante prácticas respaldadas científicamente (Neves-Fernandes y Ribeiro-Pinto 2019). Por lo tanto, el rol de este profesional es un eje medular para el funcionamiento y operación de un centro de rescate (Mainka 2001; Lafranchi et al. 2003).

El médico veterinario de fauna silvestre debe tener la habilidad de interpretar la información y parámetros de los animales sanos y los enfermos, con el fin de comprender estándares de salud, estar capacitado para reconocer enfermedades zoonóticas y poder interpretar los hallazgos clínicos en los animales rescatados y correlacionar estos con posibles efectos en relación con la interfaz humana y vida

silvestre. Así como interpretar dichos hallazgos en un contexto más amplio del ecosistema, con el fin de poder relacionar el desenlace de casos clínicos con situaciones que pueda enfrentar la población en vida libre (Vitali et al. 2011; Padda et al. 2018; Sulzner et al. 2020).

El recopilar causas de admisión y desenlace en centros de rescate puede conducir a una monitorización general e investigar amenazas a la fauna silvestre local y proveer información de gran valor para la conservación, brindando evidencia de amenazas tanto antropogénicas como naturales para distintas especies, según la casuística del centro (Molina-López et al. 2017; Taylor-Brown et al. 2019). Además, registrar este proceso de rescate, rehabilitación y liberación puede afectar la conservación y el manejo ambiental de manera general por medio de la concientización de las percepciones y actitudes humanas (Pyke y Szabo 2018; Sulzner et al. 2020). Sin embargo, se debe entender que actualmente existe una escasez de estudios a nivel mundial que abarquen distintas especies o que cubran largos periodos de tiempo, y falta hacer revisiones objetivas acerca del costo-beneficio del tratamiento en la casuística de animales silvestres (Molina-López et al. 2017).

Es importante reconocer los posibles escenarios para la población de vida silvestre rescatada. La rehabilitación de la vida silvestre se define generalmente como: “brindar atención profesional a los animales salvajes enfermos, heridos y huérfanos para que, en última instancia, puedan regresar a su hábitat o estado natural” (Englefield et al. 2019). Dicha definición abarca lo siguiente: el tratamiento y cuidado temporal de animales silvestres heridos, enfermos o desplazados, y la

posterior liberación de animales sanos a hábitats apropiados en la naturaleza, por lo que el proceso de rehabilitación varía según la especie involucrada y las lesiones sufridas (Mullineaux 2014).

Se tiene que tomar en cuenta que debido a que los animales silvestres en tratamiento están sometidos a un mayor estrés, no solo por su condición clínica sino debido a la manipulación por parte del personal médico, es imperativo realizar un manejo pertinente para clasificar al animal y tomar las mejores decisiones en su enfoque terapéutico sin comprometer su bienestar. Lo cual podría implicar inclusive llegar a considerar la eutanasia del animal cuando este no posea expectativa de vida o cuando su condición le imposibilite una calidad de vida apropiada según su biología (Grogan y Kelly 2013).

En algunos casos, por diversas razones, la fauna silvestre no se logra reintroducir en un hábitat apropiado, ya sea por una impronta o por sus condiciones biológicas, en cuyo caso dichos animales se destinarán a un zoológico, ya que por definición la rehabilitación de vida silvestre está orientada al cuidado temporal de animales autóctonos heridos, enfermos o desplazados, con una eventual liberación de animales sanos a hábitats apropiados en la naturaleza (Tribe y Booth 2003; Conde 2013; Romero et al. 2019).

En sitios con fauna en cautiverio, tanto en zoológicos como en centros de rescate, el rol del médico veterinario no se centra únicamente en el manejo inicial, tratamiento y rehabilitación de los animales silvestres, sino que también gira en torno a la medicina preventiva. Esta involucra políticas de admisión y liberación; identificación de animales y sistemas de registros médicos; protocolos de

alimentación y nutrición; diseño apropiado de recintos y protocolos de manejo para minimizar el trauma; procedimientos operativos sanitarios estándar, protocolos de tamizaje, cuarentena y aislamiento; y contemplar la salud ocupacional del personal (Sleeman 2008; Bais et al. 2017; Neves-Fernandes y Ribeiro-Pinto 2019).

1.2. Justificación e importancia

La medicina en fauna silvestre tiene relación con una gran variedad de actividades que contribuyen no sólo con el bienestar de los animales silvestres, sino también con la conservación de la biodiversidad, la salud ecológica, la monitorización de la salud de la fauna silvestre y la salud pública (Sleeman y Clark 2003). Además, dentro de esta rama a través de un manejo transdisciplinario, se utilizan las especies silvestres como centinelas del estado de salud de los ecosistemas (Tabor 2002; Aguirre 2009). Por estas razones, la medicina en vida silvestre debe ser enseñada en las escuelas de medicina veterinaria con la misma rigurosidad que la medicina de animales de compañía y de producción. Así como es crucial que los profesionales en medicina veterinaria de fauna silvestre desarrollen destrezas prácticas en distintos aspectos que involucran la atención veterinaria de animales de vida libre (Deem et al. 2001).

La presencia de médicos veterinarios es fundamental en la conservación de la vida silvestre; sin embargo, Costa Rica no cuenta con suficientes especialistas en el área ni suficientes médicos veterinarios que se dediquen a esta (Arguedas-Porras 2002). Sumado a esta coyuntura, los cursos impartidos en la Escuela de

Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional proveen una limitada cantidad de práctica sobre las especies silvestres (Fallas-Paniagua 2012). Es por eso que para desempeñarse en esta área se requiere ganar aún más experiencia mediante prácticas externas, tales como pasantías o prácticas dirigidas en sitios como centros de rescate y de rehabilitación de fauna silvestre (Aguirre 2009).

Costa Rica es uno de los lugares con mayor biodiversidad a nivel mundial y, al igual que otros países, se enfrenta con uno de los problemas de conservación más complejos, el manejo de fauna silvestre en cautiverio, el cual implica seguimiento nutricional, enriquecimiento del ambiente, detectar problemas de salud; todos estos factores pueden comprometer el sistema inmune y aumentar la vulnerabilidad de los animales ante enfermedades infecciosas y parasitarias (Matiello et al 2007; Sibaja-Morales 2007). En respuesta a esa situación, se han desarrollado varios Trabajos Finales de Graduación en salud de fauna silvestre (Arguedas-Porras 2002; Rodríguez-Guarín 2007; Sibaja-Morales 2007; Calderón-Hernández 2010; Fallas-Paniagua 2012; Aguilar-Orozco 2017; Rojas-Jiménez 2018; Ruiz-Cordero 2020). También existen dos posgrados de la Universidad Nacional -una Maestría en Conservación y Manejo de Vida Silvestre y otra Maestría en Medicina de la Conservación-, donde se profundiza en estos dos temas.

Por estas razones y dado que la experiencia de trabajar con estos animales es requisito tanto para cursar estas maestrías como para formar parte del Consejo

Nacional de Médicos Veterinarios de Fauna Silvestre, es que se decidió por esta modalidad de Trabajo Final de Graduación.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Aplicar el conocimiento adquirido durante el transcurso de la carrera mediante una pasantía enfocada en el manejo, diagnóstico y terapia de animales silvestres atendidos en el Centro de Rescate Toucan Rescue Ranch.

1.3.2. Objetivos Específicos

1.3.2.1. Determinar los motivos de remisión de animales silvestres a un centro de rescate mediante el acompañamiento del clínico en la historia y examen clínico con el fin de verificar amenazas a las que se enfrentan estos animales en el país.

1.3.2.2. Interpretar las pruebas diagnósticas comúnmente empleadas en la atención de fauna remitida a un centro de rescate bajo la supervisión del médico con el fin de apoyar la toma de decisiones terapéuticas en la rehabilitación de distintas especies de vida libre locales.

1.3.2.3. Reconocer los principales tratamientos farmacológicos aplicados por el médico a cargo a la fauna silvestre rescatada con el fin de generar información de línea de base para el buen uso de medicamentos en estos animales.

2. METODOLOGÍA

2.1. Lugar de la pasantía

La pasantía se llevó a cabo en el centro de rescate Toucan Rescue Ranch, ubicado en San Isidro de Heredia, Costa Rica. Este centro recibe más de 200 animales silvestres anualmente, los cuales provienen de vida libre o por decomisos a particulares por tenencia ilegal de fauna silvestre. Entre ellos cabe mencionar perezosos de dos dedos (*Choloepus hoffmanni*), perezosos de tres dedos (*Bradypus variegatus*), búhos (*Megascops choliba*, *Pulsatrix perspicillata*), loras (*Amazona auropalliata*, *Amazona farinosa*, *Amazona autumnalis*), zarigüeyas (*Caluromys derbianus*, *Didelphis marsupialis*), lapas (*Ara ambiguus*, *Ara macao*), tucanes (*Ramphastos sulfuratus*, *Ramphastos ambiguus*), entre otros.

A la vez, este lugar cuenta con un inventario de más de 200 animales nativos, principalmente aves y mamíferos de distintas especies los cuales por sus condiciones no pueden ser liberados y se mantienen en cautiverio en el centro. Entre estos destacan aves psitácidas (*Ara ambiguus*, *Amazona autumnalis*, *Ara macao*, *Amazona auropalliata*, *Amazona farinosa*, *Brotogeris jugularis*, *Pionus menstruus*, *Aratinga canicularis*, *Aratinga finschi*, *Pionus senilis*, *Ara ararauna*); aves rapaces (*Pulsatrix perspicillata*, *Megascops choliba*, *Buteo magnirostris*, *Falco ruficularis*, *Glaucidium brasilanum*, *Ciccaba virgata*, *Ciccaba nigrolineata*, *Caracara cheriway*, *Buteo nitidus*); tucanes (*Ramphastos sulfuratus*, *Pteroglossus torquatus*, *Pteroglossus frantzii*, *Ramphastos ambiguus*, *Aulacorhynchus prasinus*); aves canoras (*Tiaris olivaceus*, *Myadestes melanops*,

Turdus grayi), entre otras como la oropéndola (*Psarocolius Montezuma*) y el llamado pájaro estaca (*Nyctibius grandis*). Asimismo, la institución tiene a su cargo distintas especies de mamíferos (*Leopardus tigrinus*, *Leopardus pardalis*, *Eira barbara*, *Coendou mexicanus*, *Choloepus hoffmannii*, *Potos flavus*, *Ateles geoffroyi*, *Lontra longicaudis*).

El centro Toucan Rescue Ranch cuenta con una clínica equipada con una incubadora, una máquina de anestesia inhalatoria, mesa de acero inoxidable, material quirúrgico, botiquín de fármacos, máquina de ultrasonido, microscopio y una pesa digital. También cuenta con una clínica en el sitio de liberación ubicado en Sarapiquí, en la cual se realizan monitorizaciones y evaluaciones de los animales por parte del equipo veterinario, previo a su liberación.

El centro de rescate posee un valioso equipo multidisciplinario integrado por dos médicas veterinarias: la Dra. Janet Sandí (coordinadora del cuidado animal y regente del Toucan Rescue Ranch) y la Dra. Ana María Villada Rosales (Máster en medicina de la conservación, supervisora del equipo veterinario), quienes fueron mis supervisoras, y dos biólogos: la M.Sc María José Monge (especialista en ecología aplicada, a cargo del enriquecimiento ambiental) y el Lic. Daniel Quintanilla (licenciado en biología, a cargo de los programas de educación). A la vez, existen programas de interinatos en los cuales los internos realizan prácticas en las áreas de medicina veterinaria, zoología, conservación, enfermería veterinaria, entre otras.

2.2 Período de la pasantía

La pasantía de 320 horas se realizó del 07 de diciembre de 2020 al 15 de febrero de 2021, alternando jornadas diurnas y nocturnas, así como entre semana y fines de semana.

2.3. Descripción de las actividades realizadas en el Centro de Rescate

Los procedimientos que se realizaron en la institución incluyeron: el examen objetivo general, toma de muestras para laboratorio, anestesia, cirugía, examen pediátrico, vendajes y manejo de heridas. Con respecto a los procedimientos especiales como cirugía ortopédica, los animales se trasladaron a la Clínica Veterinaria San Martín Del Este, ubicada en Sabanilla.

Dependiendo de los resultados de la valoración médica, a los animales se les realizaron exámenes parasitológicos, en caso de requerir hemograma o química sanguínea se remitió a un laboratorio externo. En cuanto al diagnóstico por imágenes se realizó ultrasonido en el centro y las radiografías fueron realizadas con el apoyo de servicios de radiología externa. Por otro lado, en caso de animales que fallecieran se practicaron necropsias en el lugar.

Los tratamientos aplicados según la condición de los animales incluyeron analgésicos (antiinflamatorios y opioides), terapia antibiótica, antiparasitarios, antiácidos, procinéticos, protectores gástricos, protectores hepáticos, estimulantes cardíacos, estimulantes respiratorios, terapia de fluidos, hidrogeles, ungüentos cicatrizantes, células madre, piel de tilapia, entre otros.

Se laboró en jornadas diurnas de 7:00 a.m. a 4:00 p.m., durante las cuales se aplicó una valoración del grado de urgencia de las heridas y enfermedades para definir un orden de tratamiento en los animales recibidos; así como realización o solicitud de pruebas diagnósticas y su interpretación, aplicación de tratamientos en los animales internados en la clínica y procedimientos quirúrgicos.

Además, se realizaron rondas en los recintos con el fin de evaluar la condición de los animales, la calidad del agua, su alimento y la higiene de estos. También se efectuaron evaluaciones en el inventario de suministros utilizados para la atención de la fauna silvestre recibida en el sitio, además de coordinar monitorización en la calidad de los ingredientes y en las dietas utilizadas en la rehabilitación de fauna silvestre. Se realizaron registros de tratamiento, control de peso y revisiones médicas tanto de animales rescatados como de residentes permanentes.

El centro de rescate atiende emergencias las 24 horas, los siete días de la semana, por lo que cuenta con una jornada nocturna de 8:00 p.m. a 5:00 a.m. en la cual también se realizaron monitorizaciones de los animales del centro y los pacientes en la clínica, monitorización de los animales que se encontraban en un programa de liberación, alimentar a los animales nocturnos, verificar las condiciones de los recintos, crianza a mano de animales huérfanos, y recibir y atender emergencias en fauna silvestre.

2.5. Bitácora

Durante la pasantía se completó una bitácora que respaldó las horas presenciales y fue firmada por la médica a cargo, en la cual se registró la casuística de los animales recibidos, valoraciones físicas, diagnósticos, tratamientos, resolución de los casos observados y alguna otra información de interés.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Estadísticas generales de la atención de animales

Durante la pasantía se acompañó en la toma de la historia y el examen clínico de 62 animales (31 aves, 30 mamíferos y un marsupial) de 12 órdenes, siete de los cuales correspondían a aves (Figura 1).

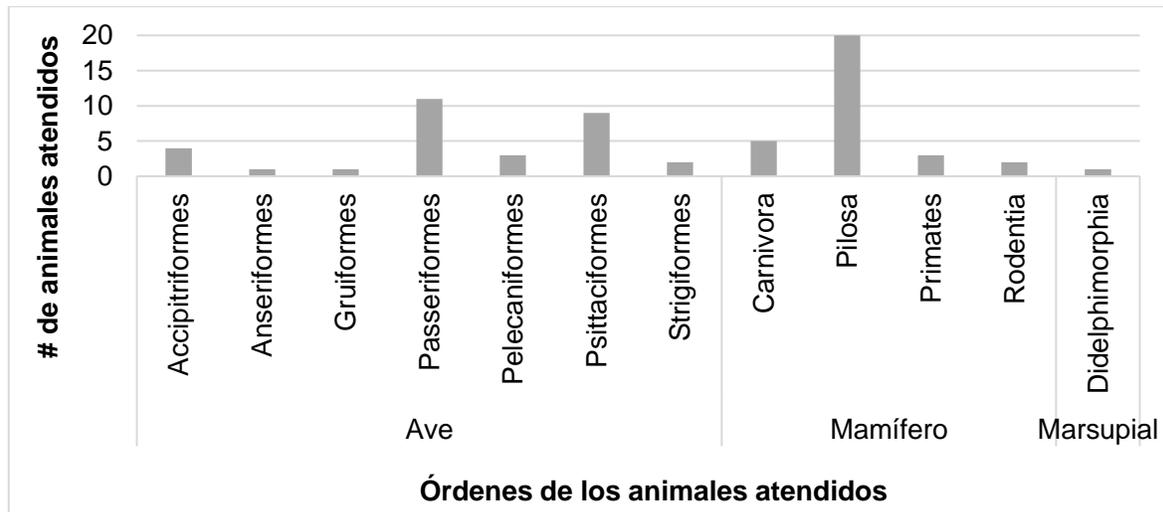


Figura 1. Órdenes taxonómicos de los 62 animales silvestres atendidos en Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.

Esta distribución difiere con lo reportado en otras pasantías realizadas en el país en fauna silvestre, en las cuales lo más frecuente en atención luego de las aves son reptiles y con menor frecuencia mamíferos (Bolaños-Arrieta 2015; Campos-Picado 2018). Si bien se mostró una tendencia equitativa entre la cantidad de aves y mamíferos remitidos al centro, la diversidad taxonómica de aves a nivel país pudo haber contribuido a la representación en la casuística del centro, ya que existe gran cantidad de especies generalistas distribuidas en

diversas zonas ecosistémicas de Costa Rica (Villegas-Arguedas 2019). Por otra parte, estudios de casuística realizados en otros centros de rescate fuera del país demuestran una tendencia en la que las aves representan el mayor porcentaje, seguido de mamíferos y por último reptiles (Molina-López et al. 2017; Romero et al. 2019).

El motivo por el cual se presentaron más casos de aves y mamíferos en este centro de rescate puede deberse a distintas causas: una por las características propias del sitio de manejo de fauna, ya que estas van a determinar la casuística (Romero et al. 2019). Por ejemplo, dos pasantías a nivel país fueron realizadas en el Zoológico Simón Bolívar por lo cual la casuística de estas refleja los datos de los animales en la colección de dicho lugar (Campos-Picado 2018, Bolaños-Arrieta 2015). Mientras que el tipo de animales remitidos al Toucan Rescue Ranch responde tanto a su ubicación geográfica, así como a la infraestructura del lugar y su capacidad de recepción de fauna. Estas características propias del sitio de manejo de fauna junto con otras variables, tales como el tipo de animales presentes en la zona donde se localicen estos lugares, van a determinar qué animales son remitidos y con qué frecuencia a un centro de rescate (Molina-López et al. 2017; Romero et al. 2019).

Durante la pasantía, la especie más comúnmente atendida fue el *Choloepus hoffmanni* (Figura 2), lo cual se puede atribuir a que este mamífero arbóreo se encuentra ampliamente distribuido en diversas zonas del país, en hábitats boscosos desde el nivel del mar hasta los 3300 msnm (Dünner y Pastor 2017). De

igual forma puede deberse a un sesgo hacia la especie, producto de la experiencia con la que cuenta este sitio en su rehabilitación y eventual reinserción a vida libre, lo cual hace que el Toucan Rescue Ranch sea reconocido por entidades gubernamentales y por particulares como un centro de rescate con las capacidades y el personal para atender a esta especie.

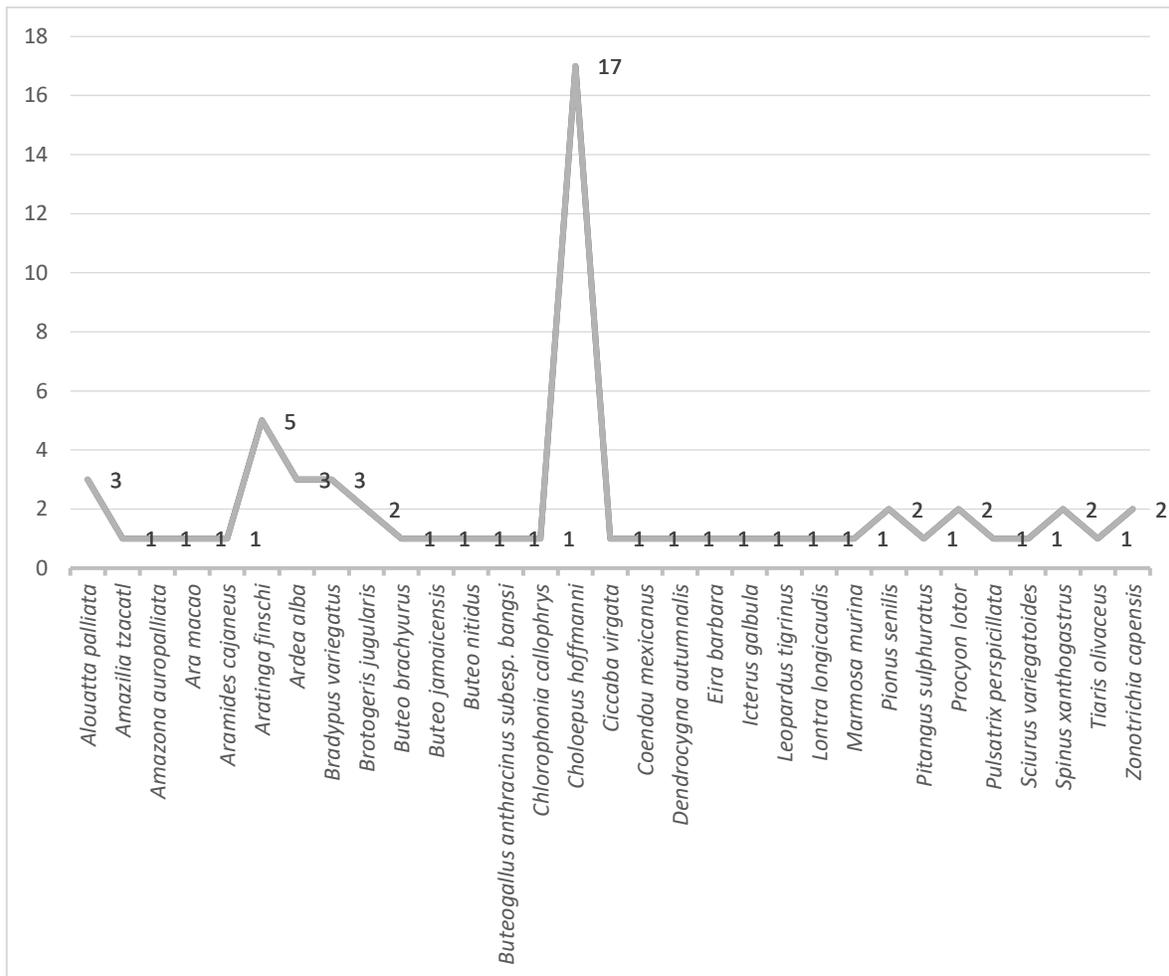


Figura 2. Especies de animales silvestres remitidas al Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.

El principal remitente fue el Ministerio de Ambiente y Energía (MINAE) de distintos sectores del país, siendo mayormente representado el Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC), a través del área de Conservación Sector Central, el cual incluye 31 áreas silvestres protegidas con oficinas subregionales en las provincias de Heredia, Alajuela, Cartago y San José; en segundo lugar, los animales fueron remitidos por particulares y en menor medida por Bomberos de Costa Rica (Figura 3).

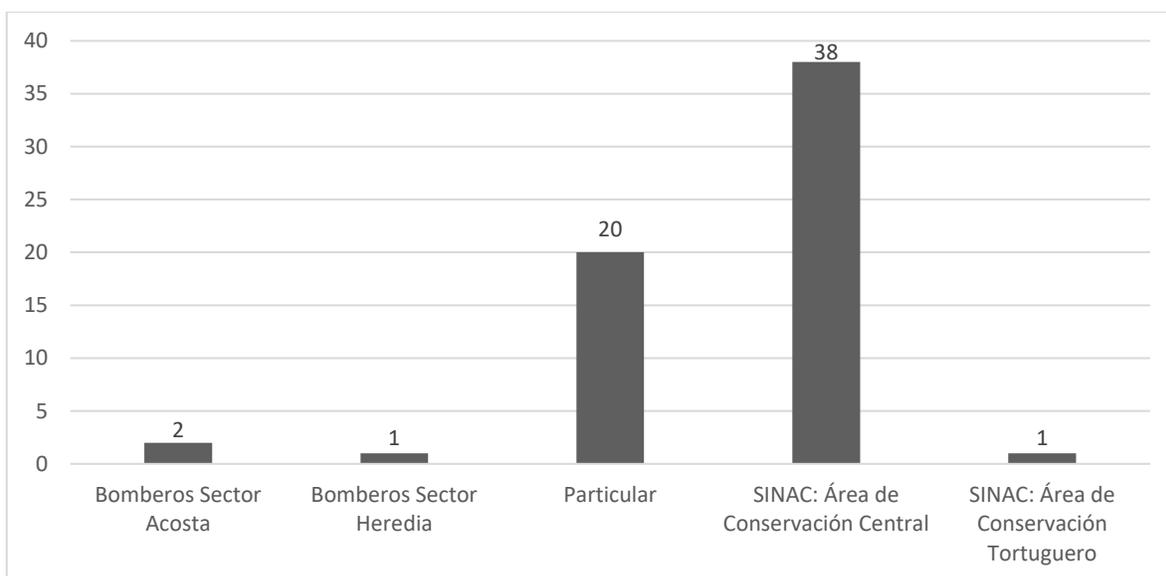


Figura 3. Principales remitentes de fauna al Toucan Rescue Ranch.

Cabe resaltar que acorde a la Ley de Conservación de Vida Silvestre (LCVS) No. 7317 y su reglamento según decreto No.40548-MINAE, a nivel país los animales silvestres únicamente pueden ser trasladados a un sitio de manejo de vida libre por parte de personal autorizado del MINAE, por lo que otras entidades gubernamentales tales como fuerza pública o Bomberos no tienen autorizado el traslado de estos animales y deben recurrir a personal del MINAE para coordinar

el transporte de estos, en caso que así lo amerite; de igual forma la LCVS indica que por ningún motivo se permite el transporte de animales de vida libre por parte de particulares y en caso que estos encuentren a un animal en condición de vulnerabilidad, deben contactar a las autoridades correspondientes (PGR 2012).

3.2. Motivos de remisión al centro de rescate durante la pasantía.

La mayoría de los casos en los que se encontró a la fauna en condición de vulnerabilidad en carretera, carecían de mayores datos sobre la anamnesis del animal y se limitaban al motivo de remisión. Durante la pasantía, se presentaron diversos motivos para la remisión de animales, que variaron según si eran aves o mamíferos; sin embargo, para ambos, el motivo más común fue encontrar a los animales al lado de la carretera (11/30, 37% y 9/30, 30%, respectivamente) (Figura 4).

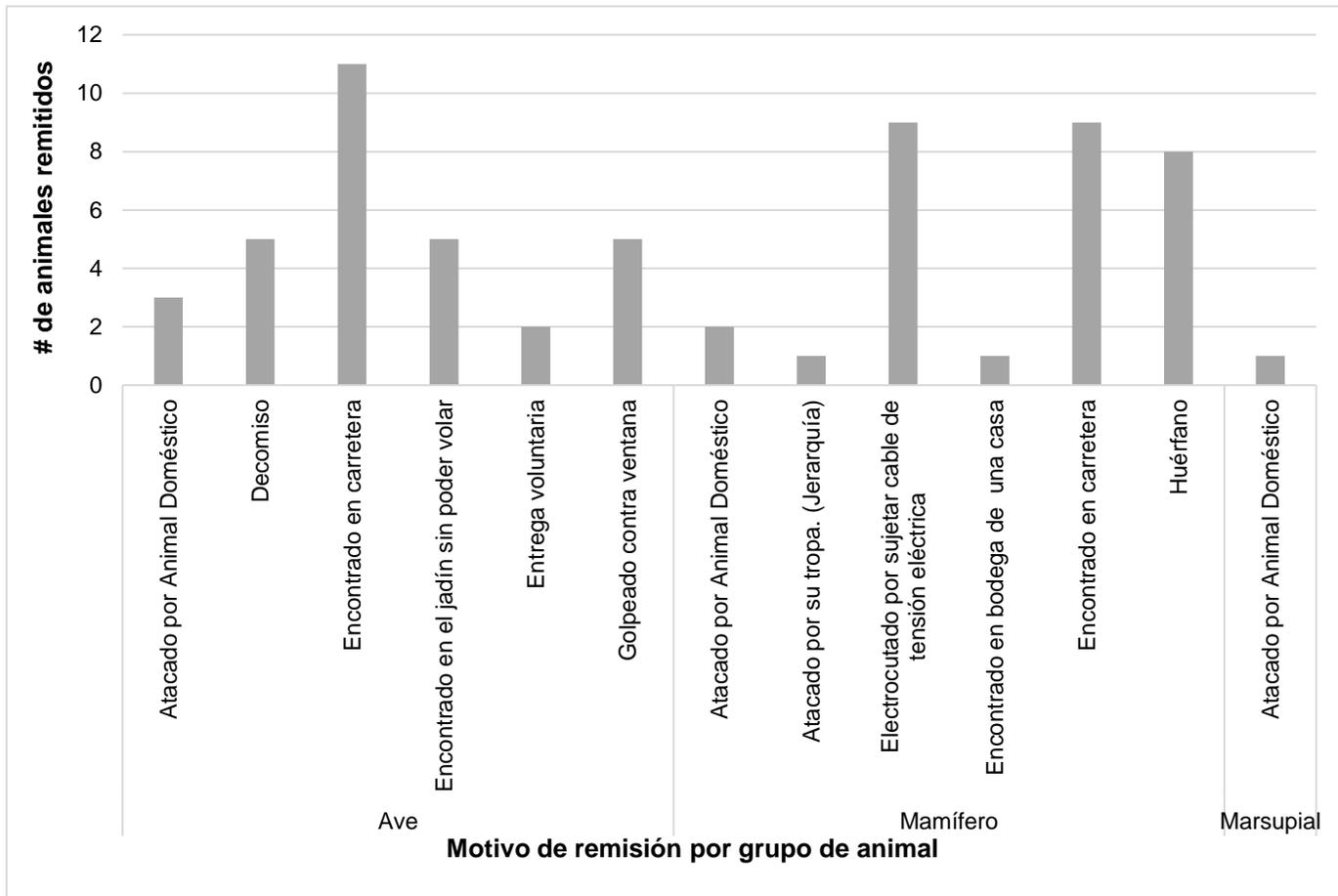


Figura 4. Motivos de remisión de los 62 animales silvestres en el Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.

Los mamíferos también fueron llevados por electrocución por sujetar cable de tensión eléctrica (9/30, 30%) y en condición de orfandad (8/30, 27%). Particularmente los perezosos de dos dedos, alrededor de la mitad de ellos fueron remitidos debido a una electrocución (8/18, 44%). Al sujetarse de líneas de tensión eléctrica para desplazarse de un sitio a otro, les provocó quemaduras severas que en dos ocasiones llevaron a su muerte. En la mayoría de las veces (6/9, 67%), los

perezosos electrocutados, luego de ser estabilizados, requirieron de intervención quirúrgica teniendo que amputar una parte del brazo o todo el miembro por el cual ingresó la corriente eléctrica, producto de las lesiones provocadas por la quemadura.

Por otro lado, en aves, otro motivo de remisión fue ser encontradas sin poder volar (5/31,16%), tanto en psitaciformes como paseriformes. Los decomisos también fueron causa de remisión relativamente frecuente en este grupo (5/31,16%), principalmente en el orden de los paseriformes. Otro motivo de remisión descrito particularmente en aves fue el traumatismo por golpearse con estructuras tales como ventanas en casas o edificios (5/31, 16%). En la pasantía se describió con una menor frecuencia la entrega voluntaria en la que particulares llevaron dos aves del orden psitaciformes para que fueran reincorporados a su hábitat o mantenidos en cautiverio con mejores condiciones.

En todos los grupos de animales remitidos se dio al menos un caso de haber sido atacados por un animal doméstico (6/62, 10%). Esto representa una seria amenaza, particularmente en aves paseriformes en la cual significó la muerte de la totalidad de las aves cantoras remitidas al centro por esta causa, producto de la severidad de las lesiones presentadas.

El despejar y aislar hábitats a través del desarrollo de carreteras en zonas rurales, en las cuales existe un alto tráfico de animales de vida libre, puede incrementar las tasas de mortalidad en fauna relacionada a accidentes con vehículos. Asimismo, el desarrollo urbano en estas áreas y el establecimiento de

barrios y residencias implica la instalación de tendido eléctrico que muchas veces posee limitaciones en su infraestructura, lo cual puede llevar a que se presente una electrocución, principalmente en mamíferos arborícolas y diferentes especies de aves, mayoritariamente rapaces (Schulze et al.2016; Romero et al. 2019; Sánchez-Murillo y Arguedas 2021). Esto denota que existe un factor de riesgo en hábitat fragmentados en los cuales la fauna se ve obligada a transitar rutas distintas que muchas veces los hacen enfrentarse a amenazas tales como accidentes en carretera y electrocuciones (Sánchez-Murillo y Arguedas 2021).

Las colisiones de vehículos contra fauna han sido ampliamente descritas en zonas templadas, en las cuales se resalta la importancia de analizar varios factores influyentes, tales como características del tráfico, uso de la tierra, infraestructura vial y el comportamiento de las especies presentes en el área a evaluar, con el fin de generar medidas de mitigación más oportunas (Pagany 2020). Por su parte, las regiones tropicales al ser sitios ricos en especies suelen presentar una casuística más amplia por accidentes en carretera que involucren animales de vida libre (Monge-Nájera 2018).

En el país ocurren encuentros de fauna en carretera tanto en anfibios, reptiles, aves y mamíferos, pero en estos últimos parece haber mayor prevalencia en armadillos y tamandúas. Se podría pensar que, al haber una mayor distribución de especies en zonas rurales en comparación con zonas urbanas, la mayoría de los atropellos se presenten en esas zonas y que el alto tránsito vehicular en una carretera puede asustar y alejar a la fauna de cruzar; sin embargo, se reporta

mayor mortalidad en carreteras asfaltadas, en comparación con carreteras rurales. Por lo que es claro que, variantes tales como la densidad de fauna presente en el área, la velocidad del tránsito vehicular, así como características propias de las especies juegan un rol importante en la casuística de fauna por colisiones con vehículos (Arévalo et al. 2017; Monge-Nájera 2018).

Por su parte, en el caso de animales de vida libre recibidos en condición de orfandad, muchas veces es difícil poder determinar la razón por la que el animal es encontrado sin cuidado parental; tanto los atropellos como electrocuciones son algunas de las probables causas por las cuales la fauna es remitida en condición de orfandad a un centro de rescate (Schenck y Souza 2014; Romero et al. 2019).

Las aves pequeñas tienden a estar sobrerrepresentadas en estudios retrospectivos en centros de rescate, ya que muchas veces son de fácil acceso y se encuentran en zonas con alta densidad poblacional por lo cual pueden ser remitidas por decomisos o al hallarse en condición de vulnerabilidad (Schenck y Souza 2014). Por otro lado, las lesiones traumáticas inducidas por actividades humanas corresponden a una amenaza importante para las aves, y suele ser un motivo de remisión frecuente a centros de rescate (Schenck y Souza 2014; Romero et al. 2019).

Los psitaciformes son uno de los órdenes de aves más amenazados según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN), donde se informa que más del 50% de todas las especies se encuentra experimentando un declive en su población. Los causantes de la disminución de estas poblaciones

son amplios, la IUCN destaca la degradación y pérdida de hábitat como principal amenaza, seguido del comercio ilegal de fauna (Berkunsky et al. 2017).

Al realizar la inspección clínica, se encontró que en el caso de aves que llegaron sin lesiones macroscópicas evidentes y en condición de alerta, la mayoría tuvo un mejor pronóstico, en contraste con aves que presentaban alas fracturadas o al examen clínico se observaban letárgicas y no responsivas a estímulos externos, cuyo pronóstico fue más reservado. De manera similar, en el caso de mamíferos se presentó un mejor pronóstico para los animales en estado alerta y sin lesiones externas en contraste con animales que presentaron quemaduras por electrocución o que se encontraron letárgicos al momento de la inspección clínica. Los hallazgos clínicos más comunes en aves fueron animales alerta y sin lesiones externas, seguido de alas fracturadas y animales en condición letárgica no responsiva a estímulos. Por contraste, en el caso de mamíferos, el hallazgo clínico más común fueron las quemaduras por electrocución seguido de animales sin lesiones externas (Figura 5).

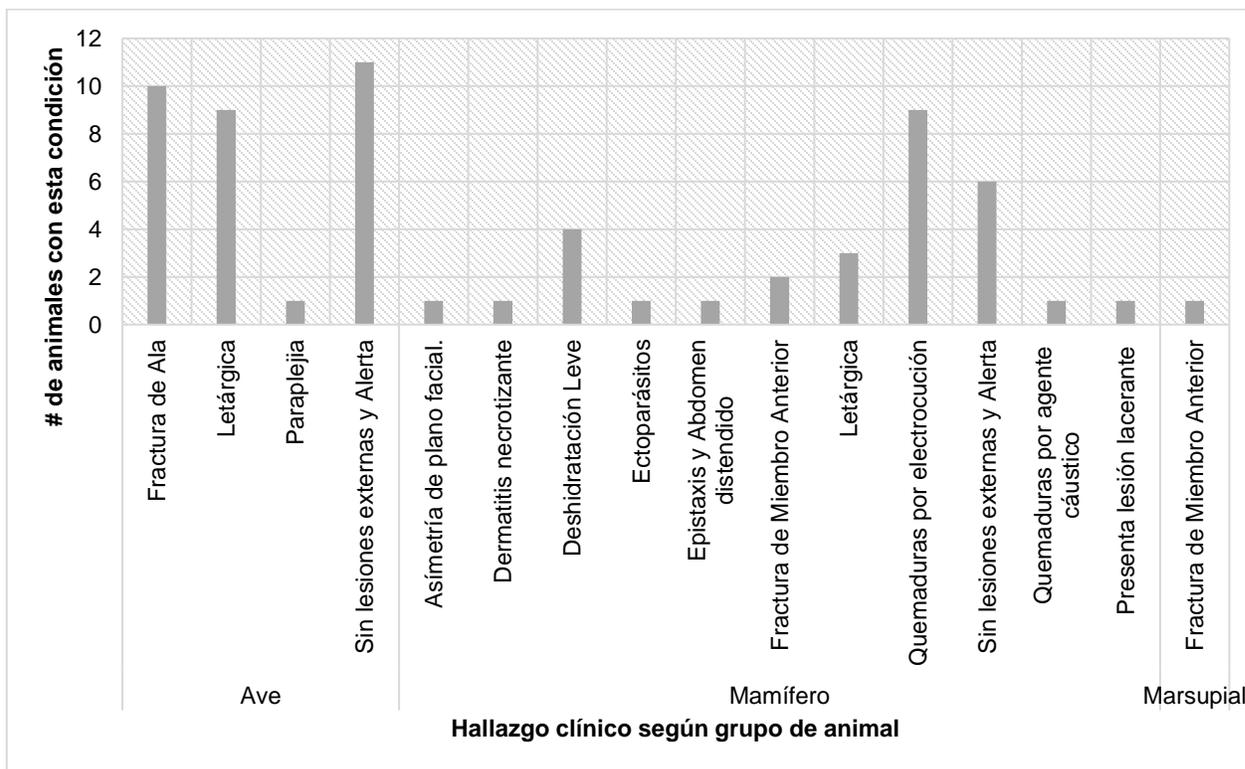


Figura 5. Hallazgos clínicos en la fauna atendida en el Toucan Rescue Ranch durante la pasantía.

Los hallazgos clínicos fueron muy variables según la condición del animal. En el caso de las electrocuciones, las heridas suelen ser quemaduras severas que afectan principalmente al miembro que sujeta el cable de tensión eléctrica, por lo que existe una necrosis severa que compromete la viabilidad de este, muchas veces puede inclusive resultar en amputación del miembro afectado (Schulze et al. 2016; Hassan et al. 2019; Sánchez-Murillo y Arguedas 2021).

Debido a la patofisiología de las electrocuciones, aun cuando el miembro no presenta mayor grado de lesiones a nivel macroscópico, tienden a evolucionar de manera negativa y presentar necrosis de los tejidos días después de la

electrocución. Entre más larga sea la duración de contacto con la electricidad, más energía puede causar un daño electrotérmico al tejido, esto incrementa el grado de destrucción tisular en los puntos de contacto con la piel y a nivel de órganos internos (Schulze et al. 2016; Hassan et al. 2019; Sánchez-Murillo y Arguedas 2021). Cuando la electricidad pasa a través del cuerpo, causa lesiones mediante múltiples mecanismos de transducción energética, por lo que diversas variables forman parte de la patofisiología de las lesiones por electrocución. El recorrido de la corriente eléctrica en el cuerpo (desde su sitio de ingreso a su salida) determina el potencial daño orgánico y por ende el tipo y severidad de la lesión. Establecer dicha ruta es importante para el manejo clínico y poder definir un pronóstico (Schulze et al. 2016; Sánchez-Murillo y Arguedas 2021).

Por otro lado, las lesiones traumáticas por choque contra ventanas y edificaciones, particularmente en aves, pueden provocar en muchas ocasiones la fractura del miembro que recibe el impacto, lo cual dificulta su reinserción en vida libre ya que el hecho de no poder volar implica una importante reducción en su posibilidad de sobrevivencia en el entorno. En otras latitudes, estudios retrospectivos han descrito el trauma como la causa más común por la cual un ave es remitida a un sitio de manejo de fauna y dicha causa suele ser de origen antropogénico (Molina-López 2017).

Las diversas actividades humanas continúan siendo una amenaza importante para la fauna silvestre; se documentó mediante la pasantía una tendencia de remisión de animales producto de dichas actividades. Las principales

amenazas que se deducen tras los motivos de remisión son la fragmentación del hábitat, la interfaz fauna-animales domésticos y la tenencia ilegal, las cuales se evidencian en eventos tales como electrocuciones, ataques por caninos/felinos y decomisos respectivamente (Figura 6).

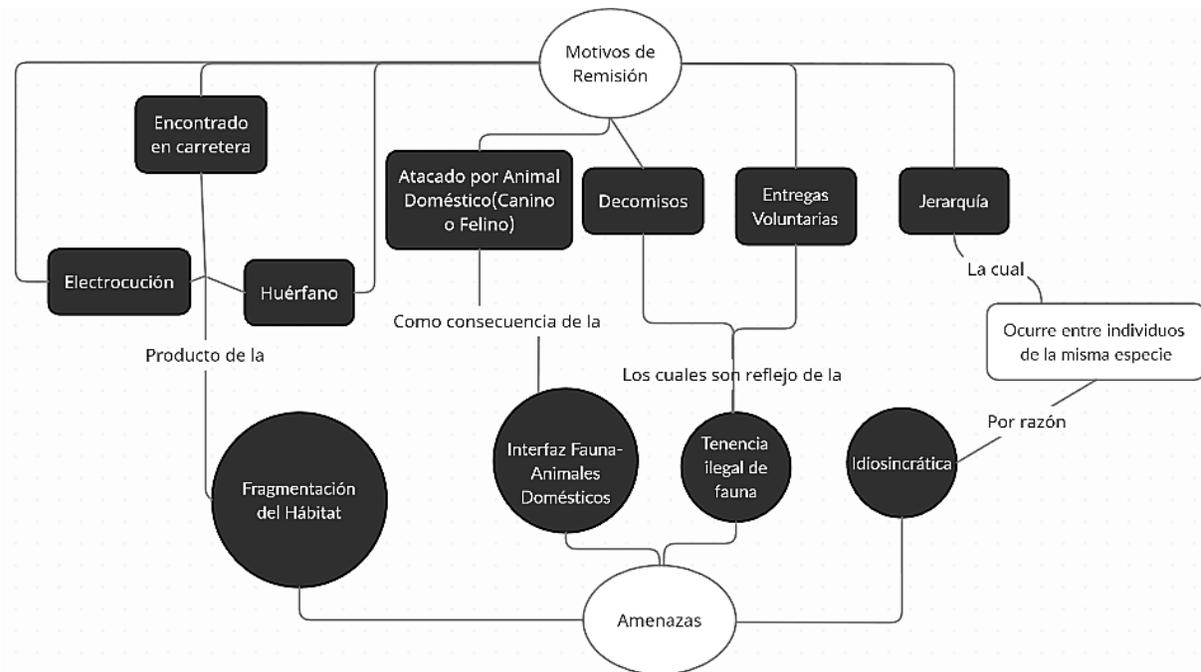


Figura 6. Esquema de relación entre motivos de remisión y las principales amenazas detectadas en la fauna silvestre remitida al Toucan Rescue Ranch.

Existe una serie de amenazas hacia la fauna silvestre que hace que esta sea remitida a un centro de rescate, la mayoría de las cuales son de origen antropogénico, como la fragmentación del hábitat por medio de la construcción de carreteras, edificios, casas y demás infraestructura que genera una serie de peligros tales como atropellos, electrocución, ataque de animales domésticos, entre otros (Molina-Lopez et al. 2017; Hanson et al. 2019; Hassan et al. 2019).

Muchas veces la identificación y descripción de una amenaza va a depender de factores propios de la especie, así como la región en la que se localice, siendo común los atropellos en zonas rurales en contraste con zonas urbanas y siendo más común la electrocución en especies de hábitos arborícolas (Loss y Marra 2017; McClure et al. 2018; Dean et al. 2019; Hassan et al. 2019).

Se infiere que la fragmentación de hábitat es la principal amenaza producto de la mayoría de los motivos de remisión en aves y mamíferos, ya que abarca eventos como: electrocuciones, animales en condición de orfandad o encontrados en carretera (48/62, 77%). Por otro lado, se evidenció como potencial amenaza la tenencia ilegal de fauna por medio de decomisos y entregas voluntarias (7/62, 11%), ataques de animales domésticos en la interacción entre fauna y dichos animales (6/62, 10%). Por último, se determina un caso de comportamiento propio de la especie en un mono aullador (*Allouata palliata*) remitido al haber sido atacado en su tropa (1/62, 2%).

Al fragmentar el hábitat y reducir el acceso a los recursos para los animales silvestres, estos se ven afectados directamente por las actividades humanas (Dean et al. 2019). Un ejemplo claro de esto son las electrocuciones a causa de sujetar líneas de tensión eléctrica. Estas líneas de tensión eléctrica se han reportado como una de las principales amenazas para distintos mamíferos terrestres alrededor del mundo (Hassan et al. 2019).

Se ha descrito previamente la fragmentación de hábitat como uno de los principales factores que representa una amenaza para la fauna silvestre y se han

hecho avances en el entendimiento, origen y potencial impacto de esta; no obstante, aún existe un déficit en el conocimiento del impacto que esta fragmentación puede tener en la salud humana. Es por esto que se debe procurar tener una visión integral que permita correlacionar la salud del ecosistema, mediante la identificación y mitigación de las actividades humanas que llevan al surgimiento o exacerbación de amenazas a la vida libre (Cunningham et al. 2017).

Otro ejemplo de los efectos adversos de las actividades humanas a la fauna silvestre es la recepción de huérfanos en centros de rescate, ya que estos pueden haber perdido a su madre por eventos tales como electrocuciones, atropellos, entre otros sucesos de origen antropogénico. Por lo que encontrar animales de vida libre en carretera en condición de vulnerabilidad es un reflejo de cómo la fragmentación del hábitat, así como el desarrollo urbano por medio de la construcción de carreteras y viviendas tiene un efecto directo sobre el éxito en su cuidado parental (Schenck y Souza 2014; Hanson et. al. 2019).

Algunas especies de mamíferos (particularmente depredadores de tamaño mediano, como mapaches) se adaptan a vivir en áreas urbanas porque cuentan con acceso a espacios verdes que utilizan como refugio y además son capaces de explotar recursos antropogénicos, por lo cual el encuentro entre este tipo de fauna y humanos puede ser más frecuente, lo que resalta la importancia de identificar los factores que afectan la distribución de estos animales (Greenspan et al. 2018).

La casuística en aves rapaces tales como búhos y halcones apunta que la fragmentación del hábitat resulta una amenaza importante para estas aves debido

a características en su biología; por ejemplo, su alto nivel en la cadena trófica las hace susceptibles a atropellos, electrocuciones y envenenamiento, entre otras amenazas antropogénicas (McClure et al. 2018).

Mientras que las causas de remisión en el grupo de aves cantoras evidencian la amenaza que representan los gatos domésticos que salen de sus casas y cazan pájaros cantores, convirtiéndolos en uno de los principales depredadores de este grupo. Los gatos se han convertido en una de las mascotas más comunes en áreas urbanas, la combinación del instinto depredador de los felinos con las costumbres por parte de los propietarios que tienden a permitir que sus mascotas deambulen fuera de sus casas, los convierte en una amenaza compleja y un problema para la conservación (Loss y Marra 2017). Debido a que estos felinos pueden desplazarse grandes distancias, representan una amenaza tanto para aves como para mamíferos y/o marsupiales pequeños (Woolley y Hartley 2019).

Los caninos son una mascota popular y también responsables de ataques a mamíferos de vida libre, principalmente cuando se les permite salir de sus jardines o cuando los animales silvestres ingresan a un territorio donde habitan caninos. Esto resalta la necesidad de más campañas de concientización acerca del impacto que pueden tener en fauna los animales domésticos y las medidas que pueden ser tomadas por los propietarios para aminorar dicho efecto (Romero et al. 2019, Woolley y Hartley 2019).

Otra amenaza detectada para el orden de las aves es la tenencia ilegal de mascotas, en las cuales se observó que el grupo de los psitácidos se ve afectado

debido a su belleza, inteligencia y capacidad de vivir por periodos prolongados de tiempo (Pires 2012; Ribeiro et al. 2019). Como ya se mencionó, según la IUCN más de la mitad de las especies de psitácidos está experimentando declive en su población debido a la degradación y fragmentación del hábitat, así como el tráfico ilegal (Berkunsky et al. 2017).

Con respecto a las amenazas idiosincráticas o propias de la especie, los monos congos (*Allouata palliata*) son propensos a sufrir agresiones por parte del macho alfa de la tropa. En otros primates platirrinos (antes conocidos como “del nuevo mundo”) se ha determinado que existe influencia por parte de la disponibilidad de alimento, así como la dominancia sexual (Van Belle et al. 2010; Garber y Kowalewski 2011).

Es necesario realizar estudios de carácter retrospectivo, analizando la casuística de más de un centro de rescate, para conocer si las amenazas identificadas en este centro de rescate corresponden a la realidad nacional. Esto podría lograrse al involucrar a entidades gubernamentales como el MINAE en el apoyo de la recopilación de información, tanto para identificar amenazas antropogénicas y establecer medidas correctivas para reducir su efecto, así como un método de vigilancia pasiva de posibles enfermedades emergentes en vida libre (Agostini et al. 2014; Barroso et al. 2020; Chaves et al. 2021).

3.2. Hallazgos de las pruebas diagnósticas empleadas durante la pasantía.

El apoyo en la toma de decisiones terapéuticas por medio de pruebas diagnósticas complementarias al examen clínico es vital, pues permite dar una idea más clara cuando dicho examen orienta a sospechar de una condición en particular y se requiere más información sobre la severidad del proceso fisiopatológico presente en el animal (Abdisa 2017).

La cantidad de veces que fue empleada una prueba durante la pasantía varió según la sospecha de una condición patológica en particular y la facilidad con la que la misma pudiera realizarse, por lo tanto, la prueba de flotación fecal fue la mayormente empleada (50/77, 65%) y en menor medida radiografías (10/77, 13%), exámenes de laboratorio (9/77, 12%) y ultrasonidos (8/77, 10%).

Notablemente el uso de pruebas diagnósticas resulta una herramienta útil para detectar diversos padecimientos y orientar de mejor manera el tratamiento; en la medida en que el clínico pueda contar con mayores herramientas en el manejo de un caso clínico, la resolución podría tener un mejor desenlace (Albury 2015; García et al. 2018). Se debe tomar en cuenta que al carecer de valores de referencia o un sustento bibliográfico amplio en distintos hallazgos según la prueba diagnóstica, se debe complementar el uso de estas pruebas con exámenes objetivos generales exhaustivos que permitan recopilar la mayor cantidad de información posible en el animal, con el fin de tener un diagnóstico presuntivo más certero y así poder orientar la terapia de la mejor manera (Abdisa 2017).

3.2.1. Prueba de flotación fecal.

La de flotación fecal fue la prueba diagnóstica más empleada (50/77, 65%) durante la pasantía, esto se debe a que resulta ser una prueba económica no invasiva y sencilla de realizar, aunque sí requiere de experiencia práctica para diferenciar los artefactos de los parásitos gastrointestinales, y de igual forma su sensibilidad es variable según el ciclo de vida del parásito y sus características morfológicas, esto explica la cantidad de muestras con hallazgos positivos (12/50, 24%).

La prueba fue empleada particularmente en las aves presentes en la colección del zoológico como parte de las medidas de profilaxis para controlar los parásitos en dicha población (25/50, 50%). De igual forma el examen se realizó en perezosos de dos dedos huérfanos remitidos al centro (15/50, 30%); a estos se les hizo un análisis coproparasitológico como parte de un seguimiento rutinario para detectar parasitosis. Asimismo, se aplicó en mamíferos en condición de cautiverio (6/50, 12%) y de vida libre (4/50, 8%), como parte de protocolos de medicina preventiva y como prueba complementaria al examen clínico respectivamente (Cuadro 1).

Cuadro 1. Número de muestras positivas y endoparásitos encontrados en exámenes coproparasitológicos realizados en animales silvestres de vida libre y en condición de cautiverio en el Toucan Rescue Ranch.

Especie de Animales Silvestres	Clase (Ave o Mamífero)	Número de muestras	Número de muestras positivas	Filo de endoparásitos	Familia de endoparásitos
<i>Ramphastos sulphuratus</i> ^a	Ave	7	2	Nematoda	Capillaridae
<i>Ramphastos sulphuratus</i> ^{a*}	Ave	1	1	Nematoda	Capillaridae Ascarididae
<i>Ara macao</i> ^a	Ave	7	0	N/A	N/A
<i>Amazona automnalis</i> ^a	Ave	5	0	N/A	N/A
<i>Amazona farinosa</i> ^a	Ave	5	1	Nematoda	Trichostrongylidae
<i>Choloepus hoffmann</i> ^b	Mamífero	15	2	Apicomplexa	Eimeriidae
<i>Urocyon cinereargentus</i> ^b	Mamífero	1	1	Nematoda	Ancylostomatidae
<i>Leopardus tigrinus</i> ^b	Mamífero	1	1	Nematoda	Ancylostomatidae
<i>Bradypus variegatus</i> ^b	Mamífero	1	1	Nematoda.	Spirocercidae
<i>Lontra longicaudis</i> ^a	Mamífero	3	1	Platyhelmintho	Taeniidae
<i>Lontra longicaudis</i> ^b	Mamífero	1	1	Nematoda	Physalopteridae
<i>Leopardus pardalis</i> ^a	Mamífero	3	1	Apicomplexa	Sarcocystidae
Total		50	12		

NOTA En el centro de rescate a lo largo de las 320 horas de la pasantía se procesaron un total de 50 muestras distribuidas en cuatro especies de aves silvestres en condición de cautiverio y siete especies de mamíferos silvestres (cinco de vida libre y dos en condición de cautiverio).

N/A: No Aplica

^a: Animales en cautiverio del zoológico

^b: Animales de vida libre remitidos al centro de rescate

^{a*}: Animal en cautiverio del zoológico con parasitosis mixta

El hallazgo más común en endoparásitos fue la presencia de helmintos, particularmente los huevos de nematodos (8/12, 67%), lo que correspondió a la totalidad de resultados positivos en las aves del zoológico (4/4, 100%) y alrededor de la mitad de los resultados positivos en mamíferos (4/8, 50%). Otros

endoparásitos descritos en mamíferos fueron coccidios (3/8, 38%) y un cestodo (1/8,12%) (Figura 7).

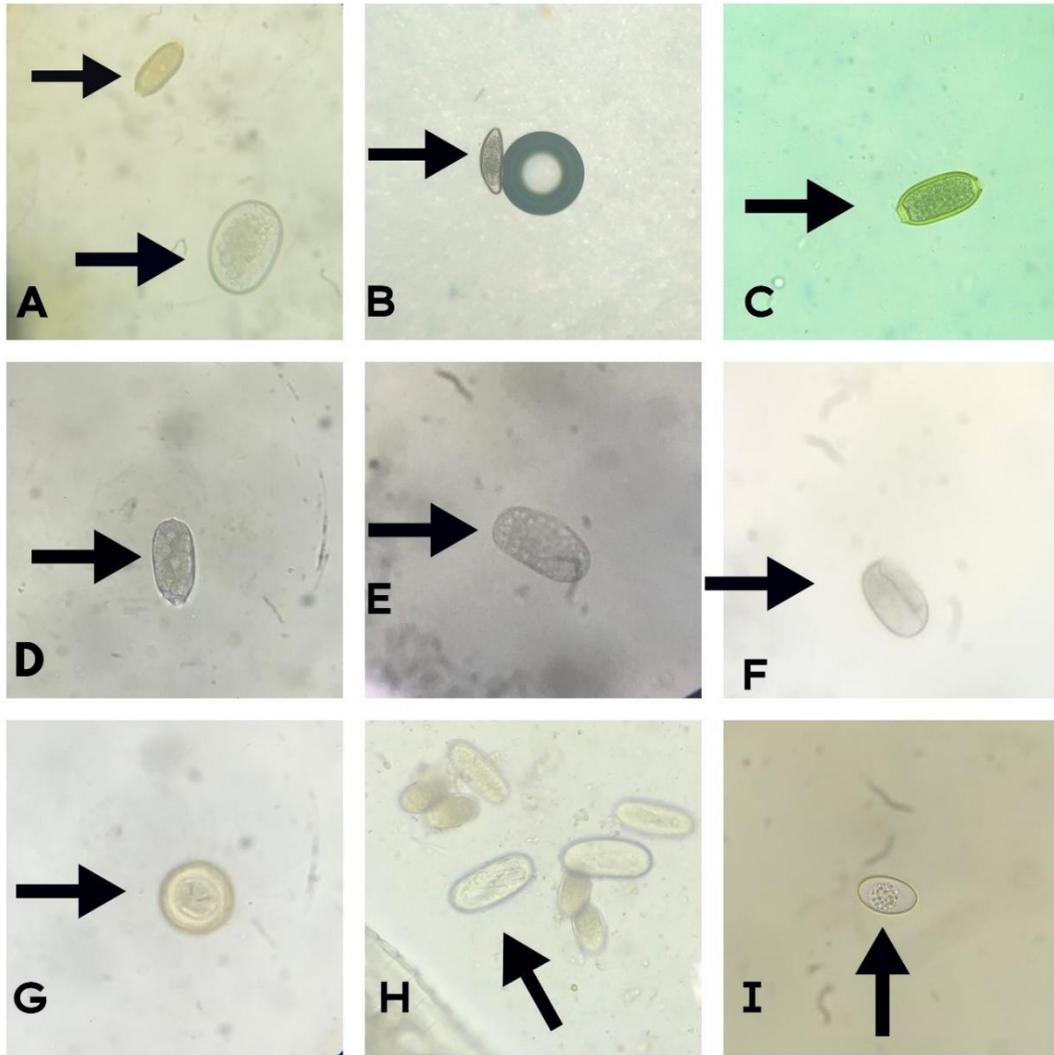


Figura 7. Parásitos gastrointestinales detectados mediante prueba de flotación fecal en el Toucan Rescue Ranch. Los huevos señalados por las flechas se observan a 40X. A, B, C: Nematodos en aves; A: parte superior (flecha pequeña) señala huevo de *Capillaria* sp. Al inferior (flecha grande) señala huevo de *Ascaris* sp. Muestra de tucán picoiris. B: *Trichostrongylus* sp. Muestra de lora frente roja C: *Capillaria* sp. Muestra de tucán picoiris. D, E, F: Nematodos en mamíferos; D y E: Ancilostomatídeos en muestras de zorro gris y tigrillo respectivamente. F: *Physaloptera* sp. en nutria neotropical. G: *Taenia* sp. en nutria neotropical. H: *Spirurida* sp. en perezoso. I: *Cystoisospora* sp. en manigordo.

Además de la rentabilidad de la prueba y las capacidades técnicas del personal que la realiza, otros factores técnicos fundamentales que influyen en la habilidad de detectar parásitos son: la cantidad de material fecal examinada, la dilución que se realiza a la muestra, si se centrifuga o no, el tiempo que se permite para la flotación, el tipo y la gravedad específica de la solución utilizada (Ballweber et al. 2014).

La presencia de endoparásitos, tanto en aves como en mamíferos en condición de cautiverio, se debe a que existen factores que permiten que se perpetúe la infección, un ejemplo común es la presencia de animales que actúan como hospedadores intermedios tales como artrópodos, roedores o reptiles. Por eso se deben tomar medidas de mitigación en los recintos, para evitar que se dé un hábitat ideal para el parásito en el cual se mantienen las condiciones que favorecen su ciclo de vida (Carrera-Játiva et al. 2018; Schieber y Štrkolcová 2019).

La prevalencia de parasitosis en animales en cautiverio variará según el tipo de mantenimiento y cuidado que se dé a la fauna y sus recintos, así como a protocolos de profilaxis, la frecuencia y el modo en el que se aplican tratamientos antiparasitarios. Usualmente, si existen protocolos adecuados y se realizan exámenes coproparasitológicos seriados y de manera constante acompañados de una desparasitación rutinaria en la colección de animales, los eventos de parasitismo severo serán menos frecuentes (Schieber y Štrkolcová 2019).

Las infecciones por endoparásitos en fauna usualmente transcurren sin signos clínicos evidentes, especialmente debido a que los animales en vida libre tienen amplios rangos de movimiento, por lo que su exposición a altas cargas parasitarias es relativamente baja, así como hay menos factores estresantes en comparación con animales en condición de cautiverio, en los cuales el estar confinados en un espacio implica un factor estresante que puede significar un riesgo serio para ellos e inclusive provocar muertes súbitas por parasitosis, principalmente cuando existen factores agravantes asociados como patologías concomitantes o un hacinamiento de un gran número de animales en un recinto (Ilić et.al. 2018; Schieber y Štrkolcová 2019).

Por otro lado, la presencia de parásitos gastrointestinales en mamíferos de vida libre está relacionada con la proximidad filogenética, su morfología corporal y hábitos dietarios; de esta forma, es común hallar parásitos gastrointestinales, particularmente en mamíferos carnívoros que viven en ambientes naturales ricos en factores abióticos y bióticos que facilitan la infección a través del contacto con suelo contaminado, agua contaminada y presas infectadas (Dib et al. 2020).

La presentación clínica producto de una infección parasitaria a nivel del tracto gastrointestinal no siempre va a demostrar signos evidentes, o bien, muchos de estos signos suelen ser inespecíficos, tales como: baja condición corporal, diarrea y enteritis. A la vez, se debe tomar en cuenta que la severidad de estas parasitosis varía según el agente etiológico causante de la enfermedad, así como a factores propios del huésped. Es claro que hospederos inmunocomprometidos

suelen presentar afecciones más severas; por otro lado, en hospederos inmunocompetentes puede haber cargas parasitarias que no provoquen signos clínicos (Ballwebber et al. 2014; García et al. 2018).

La prueba de flotación fecal se considera una prueba rutinaria que se debe realizar de preferencia con un muestreo seriado del animal a evaluar. De esta forma, se convierte en una prueba esencial para realizar vigilancias en cargas parasitarias de colecciones de animales en cautiverio, ya sea en un santuario de vida silvestre o en un zoológico (Sibaja-Morales 2007; García et al. 2018).

Un rango de parásitos habita típicamente en el tracto gastrointestinal de las aves silvestres, sus efectos varían según el estatus de salud del hospedero y las condiciones de su hábitat, por lo que estas infecciones pueden adquirir mayor patogenicidad en aves en cautiverio debido al confinamiento y la posibilidad de una mayor densidad poblacional que favorezca la transmisión y el desarrollo de altas cargas parasitarias (Carrera-Játiva et al. 2018).

Un ejemplo de estos parásitos gastrointestinales es el nematodo del género *Capillaria*, el cual abarca un diverso grupo que puede ser comúnmente encontrado infectando distintos tipos de aves. Dichos parásitos poseen distintos ciclos biológicos según la especie, por lo cual tienen diferentes grados de patogenicidad (Crespo et al. 2018; Fenton et al. 2018). Por esto, su hallazgo en un examen fecal de flotación debe realizarse con un examen seriado que permita identificar tendencias en la carga parasitaria de los animales infectados y sus signos clínicos (Fenton et al. 2018).

En el caso de mamíferos la prevalencia de helmintos tiende a ser alta, principalmente en ambientes tropicales que sean ricos en materia vegetal, ya que estos factores contribuyen al desarrollo larval de estos endoparásitos. Además, en carnívoros la infección puede darse al depredar hospedadores intermedios o paraténicos (Schieber y Štrkolcová 2019; Dib et al. 2020).

Un ejemplo de helmintos descritos comúnmente en mamíferos son los nematodos de la familia Ancylostomatidae los cuales son parásitos bien distribuidos en el orden de los carnívoros, ya que hay al menos 68 especies de estos parásitos descritas en fauna silvestre con un potencial altamente patogénico. Sin embargo, se sabe poco del impacto de este nematodo en fauna silvestre. La interfaz animal doméstico-fauna-humano puede afectar la dinámica y las consecuencias de infecciones por estos helmintos en animales silvestres (Seguel y Gottdenker 2017).

Por su parte, el ciclo de infección de protozoarios como los coccidios, en carnívoros, está asociado a la ingestión de ooquistes esporulados mediante el consumo de agua o alimento contaminados; de manera similar a lo que ocurre en otros ciclos biológicos de endoparásitos, la infección se puede dar por medio de la depredación de mamíferos o aves que actúan como hospederos intermedios (Dib et al. 2020). Esto hace que los coccidios sean protozoos usualmente reportados tanto en aves como mamíferos. Existe una amplia diversidad y distribución de coccidios según hábitos de alimentación, biotipos, familias y especies del hospedero, por lo que en sospecha de una enfermedad causada por coccidios, se

recomienda la toma de muestras seriadas para determinar cargas parasitarias y correlacionar con el posible padecimiento de enfermedad (Oliveira et al. 2017; Dib et al. 2020).

Los coccidios podrían relacionarse con enfermedad en aves, de manera similar que en los mamíferos según la carga parasitaria y edad del animal, directamente relacionado con la capacidad inmune del animal para sobrellevar determinada carga parasitaria sin que esto signifique padecer una parasitosis (Ballwebber et al. 2014). Debido a que el número de ooquistes encontrados mediante la prueba de flotación fecal podría no reflejar la carga parasitaria, además de un análisis mediante muestras seriadas, se debe tomar en cuenta los hallazgos clínicos presentes en el animal con el fin de determinar si es necesario brindar un tratamiento farmacológico (Ballwebber et al. 2014; Dib et al. 2020).

Existe una amplia diversidad en los parásitos gastrointestinales silvestres descritos a nivel nacional (Sibaja-Morales 2007). Es así como el desarrollo de destrezas en la interpretación de hallazgos en este examen para poder correlacionarlos con la condición clínica del animal, resulta una herramienta útil en la práctica cotidiana en la atención médica de estos animales (Hillman et al. 2017).

Al realizar la prueba de flotación fecal deben tomarse en cuenta los distintos ciclos de vida parasitarios y la biología de los parásitos más comúnmente encontrados mediante esta técnica, los cuales están presentes en distintas especies de fauna; en la medida en que se genere mayor literatura en estos aspectos, esto podría ayudar a la toma de decisiones basada en evidencia con

respecto al curso del tratamiento contra estos endoparásitos (Ballwebber et al. 2014).

3.2.2. Estudios radiológicos

Los estudios radiológicos se emplearon cuando se sospechó de afección respiratoria en perezosos de dos dedos huérfanos, mediante vistas radiológicas ventro-dorsales (VD) a nivel torácico (5/10, 50%), con el fin de detectar patrones pulmonares que pudieran indicar una afección respiratoria, tal como una bronconeumonía, producto de broncoaspiración o de otro origen etiológico.

En los casos en que se sospecha de enfermedad pulmonar en animales domésticos, se recurre al uso de exámenes radiológicos en busca de un aumento en la opacidad a nivel de la silueta pulmonar donde se aprecie un patrón pulmonar; dichos hallazgos permiten orientar hacia una afección respiratoria (Secret y Sharma 2016). Esta herramienta permite observar la evolución de un patrón pulmonar y la respuesta al tratamiento en humanos y mamíferos domésticos. En fauna podría tener una aplicación similar, pero se requiere más estudios que validen las interpretaciones de dichas imágenes diagnósticas (Secret y Sharma 2016; Molina-López 2017).

La otra razón por la que se utilizó esta imagen diagnóstica fue cuando hubo sospecha de traumas ortopédicos, así se usaron vistas antero-proximales (AP) en miembro anterior de aves rapaces con el fin de detectar la presencia de fracturas (5/10, 50%). Un ejemplo es el caso de un búho moteado (*Ciccaba virgata*), en el

cual se detectó una fractura simple en diáfisis proximal del húmero, al notarse una pérdida de la continuidad ósea radio-opaca y una línea radio-lucida que interrumpe la continuidad (Figura 8).

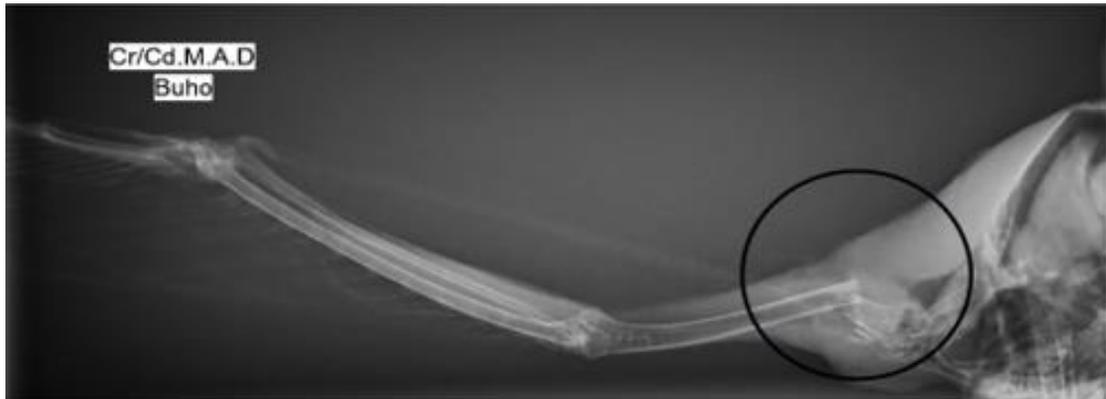


Figura 8. Imagen de Radiografía. Vista Antero-proximal del miembro anterior derecho de un búho; *Ciccaba virgata* remitido al Toucan Rescue Ranch. El círculo encierra donde hay una pérdida de la continuidad ósea producto de una fractura simple transversa con desplazamiento en diáfisis proximal del húmero derecho.

Los hallazgos en evaluaciones radiológicas pueden usarse en diversos escenarios para elucidar la condición clínica de un animal, estas imágenes diagnósticas han sido ampliamente descritas como una herramienta útil para evaluar la presencia de distintas patologías en animales domésticos. En contraste, son escasos los estudios que validan el uso de radiografías como herramienta diagnóstica en vida silvestre, debido a que muchas veces los centros de rescate de fauna carecen del equipo radiológico (Galateanu et al. 2013).

Utilizando esta prueba con la calibración apropiada y un buen posicionamiento del animal, se logran obtener imágenes que apoyan al clínico en la toma de decisiones (Galateanu et al 2013). Asimismo, es una herramienta para

el diagnóstico de patologías ortopédicas tales como fracturas, que permiten al cirujano conocer el tipo de fractura para planear con antelación el procedimiento con el fin de que resuelva de la mejor manera la patología (Galateanu et al. 2013).

Debido a que los traumas tienden a ser un motivo de remisión frecuente para aves silvestres, las fracturas son un hallazgo clínico común. Estas fracturas suelen encontrarse en múltiples huesos, mayoritariamente en miembros anteriores tales como: ulna, radio y húmero, pero también en huesos del miembro posterior a nivel del fémur o tibia tarso (Jang et al. 2019). Los huesos del esqueleto apendicular de las aves son delgados, frágiles, neumatizados y se encuentran conectados a sacos aéreos. Esto hace susceptibles a las aves de sufrir fracturas severas que muchas veces comprometen su vida. Por esto, apoyarse en imágenes diagnósticas permite elucidar la gravedad de la fractura y así establecer una terapia y un pronóstico (Jang et al. 2019).

3.2.3. Análisis Clínicos

Durante la pasantía se realizaron hemogramas y mediciones de urea, creatinina, glucosa, albúmina y enzimas hepáticas (Fosfatasa alcalina, Alanina aminotransferasa, Gama Glutamil Transferasa, Aspartato amino transferasa); además se hizo un uroanálisis, una prueba serológica de un ensayo inmunológico ligado a enzimas (ELISA) y un análisis molecular mediante reacción en cadena de polimerasa (PCR). Los análisis clínicos como apoyo diagnóstico de los casos atendidos durante la pasantía fueron limitados por lo cual, si bien su utilidad ha

sido ampliamente descrita como herramienta complementaria en animales domésticos, en fauna silvestre se verá sujeta a la clínica o centro que reciba a estos animales y su disponibilidad económica o técnica para hacer uso de estas pruebas.

El hemograma y las mediciones de urea, creatinina, glucosa, albúmina y enzimas hepáticas (Fosfatasa alcalina, Alanina aminotransferasa, Gama Glutamil Transferasa, Aspartato amino transferasa) fueron empleados particularmente en perezosos de dos dedos (5/9, 56%), y en un individuo de esta especie se realizó un uroanálisis (1/9, 11%). Asimismo, se realizó un hemograma en una lapa verde (1/9, 11%), y mediante el ELISA se descartó la presencia del Virus de Leucemia Felina y el Virus de Inmunodeficiencia Felina en un tigrillo (1/9, 11%); también mediante un análisis de PCR se descartó la presencia del Virus de Distemper Canino en una nutria neotropical (1/9, 11%).

El hallazgo más común en los hemogramas en perezosos de dos dedos fue la presencia de anemia normocítica normocrómica de etiología desconocida (4/5, 80%) y un caso de leucocitosis dada por una eosinofilia acompañada de monocitosis (1/5 20%). Ninguno presentó alteración en los valores de urea, creatinina, glucosa, albúmina y enzimas hepáticas (Fosfatasa alcalina, Alanina aminotransferasa, Gama Glutamil Transferasa, Aspartato amino transferasa). Por otro lado, la prueba de uroanálisis realizada en un individuo de esta especie demostró la presencia de cristales de morfología similar a estruvita (Cuadro 2).

Cuadro 2. Hallazgos en las pruebas de análisis clínicos empleadas en perezosos de dos dedos, *Choloepus hoffmanni*, en el Toucan Rescue Ranch.

Prueba de Análisis Clínico	Hallazgos (Unidades)	Rango (Unidades)	Interpretación
Hemograma y Química clínica	Hematocrito (%):19.4	36-45(%)	Anemia de etiología desconocida
	Sin alteraciones en química clínica	N/A	
Hemograma y Química clínica	Hematocrito (%):28.1	36-45(%)	Anemia de etiología desconocida
	Sin alteraciones en química clínica	N/A	
Hemograma y Química clínica	Hematocrito (%):32.8	36-45(%)	Anemia de etiología desconocida
	Sin alteraciones en química clínica	N/A	
Hemograma y Química clínica	Hematocrito (%):25.3	36-45(%)	Anemia de etiología desconocida
	Sin alteraciones en química clínica	N/A	
Hemograma y Química clínica	Leucocitos (µL):32000	10849-23797 (µL)	Leucocitosis dada por una eosinofilia acompañada de monocitosis
	Eosinófilos (%):12.4	0-9 (%)	
	Monocitos (%):7.6	0-2 (%)	
	Sin alteraciones en química clínica	N/A	
Uroanálisis	Presencia de Cristales con morfología similar a Estruvita	N/A	Cristaluria

NOTA Los valores de referencia para *Choloepus hoffmanni* fueron tomados de Meneses-Guevara y Bouza-Mora 2015: Manual de hematología y química clínica en medicina veterinaria. Pp. 261

N/A: No aplica

Los perezosos con anemia presentaban letargia, debilidad y mucosas pálidas como los signos clínicos más evidentes. Por otro lado, el individuo con leucocitosis dada por una eosinofilia acompañada de monocitosis se infiere que

podría deberse a una parasitosis gastrointestinal. Mientras que el hallazgo de cristales con morfología similar a estruvita en un espécimen por medio de un uroanálisis se asoció a la presencia de cristaluria a nivel de la vejiga urinaria.

Otro hallazgo relevante en pruebas diagnóstico laboratoriales se dio en el hemograma de una lapa verde (*Ara ambiguus*) juvenil remitida al centro luego de ser encontrada en su nido con un menor desarrollo que sus semejantes. En este caso se utilizaron los valores referenciales de la lapa roja (*Ara macao*) para hacer la interpretación de los resultados, pues no hay valores disponibles para lapa verde. Mediante este análisis sanguíneo se determinó la presencia de anemia normocítica; por otro lado, el psitácido también presentaba un aspecto pálido y condición corporal caquética en el examen clínico; además por medio del diferencial leucocitario se notó la presencia de linfocitos reactivos, esto puede asociarse a un proceso infeccioso de origen viral. La presencia de linfocitos reactivos sumado al hallazgo en la fórmula roja permite notar que la lapa presentaba una condición que la afecta hematológicamente tanto en la distribución de glóbulos rojos como en la respuesta inmune (Cuadro 3).

Cuadro 3. Hallazgos de hemograma en Lapa verde juvenil; *Ara ambiguus*, remitida al Toucan Rescue Ranch.

Hallazgos (Unidades)	Rango (Unidades)*	Interpretación	Etiología
Hematocrito (%):22	36-47(%)	Mediante el análisis de la fórmula roja se detecta la presencia de Anemia normocrómica	Desconocida
Hemoglobina (g/dL):7.0	11,9-15 (g/dL)		
CHCM (g/dL):31.8	30,97-36,47 (g/dL)		
Cantidad de leucocitos (µL):553	727-284 (µL):	No presenta alteraciones en los valores de fórmula blanca sin embargo en la morfología leucocitaria se observa la presencia de linfocitos reactivos	Viral
Linfocitos (%):38	25,5-40,5 (%)		
Monocitos (%):1	0-2 (%)		
Heterófilos (%):61	57,5-72,5 (%)		
Eosinófilos (%):0	0-1 (%)		
Basófilos (%):0	0-1 (%)		

NOTA Se utilizaron los valores de referencia para lapa roja (*Ara macao*) reportados por Meneses-Guevara y Bouza-Mora 2015: Manual de hematología y química clínica en medicina veterinaria. Pp:267

Se debe tomar en cuenta que la capacidad para analizar una muestra sanguínea, así como la interpretación de la hematología y bioquímica sanguínea, pueden verse limitadas según la dificultad para la obtención de la muestra y la ausencia de valores de referencia en muchas especies de animales de vida libre (Tryland 2006; Maceida-Veiga et al. 2015). De manera similar el empleo de pruebas serológicas puede verse restringido debido a la ausencia de especificidad en los anticuerpos disponibles; por su parte las pruebas moleculares se ven

limitadas por la logística en el empleo de estas técnicas (Maceda-Veiga et al. 2015).

El análisis sanguíneo resulta ser una de las pruebas diagnósticas que brinda más información con respecto a la condición clínica del animal; la hematología permite identificar si presenta anemia, procesos inflamatorios crónicos o agudos, o guiar hacia el diagnóstico de infecciones virales, parasitarias, bacterianas o fúngicas. Por su parte la química clínica otorga análisis de metabolitos (nitrógeno ureico, creatinina), enzimas (alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa), electrolitos (calcio, fósforo, potasio), entre otros componentes del suero sanguíneo, los cuales pueden ser asociados con distintos procesos fisiológicos (Capitelli et al. 2013; Herra-Vargas et al. 2018).

Los valores de referencia hematológicos utilizados por el laboratorio que procesa una muestra sanguínea deben correlacionarse con otros valores hematológicos reportados en la literatura para la especie en particular, esto con el fin de verificar la variación en la interpretación del resultado (Medlin et al. 2016; Herra-Vargas et al. 2018). Esto resalta la importancia de contar con valores de referencia que permitan al médico complementar los hallazgos clínicos y poder asociarlos con diversas patologías que puedan presentarse en fauna (Kinney et al. 2013; Catenacci et al. 2017).

La anemia es descrita como una reducción en la proporción de glóbulos rojos, estas células también conocidas como eritrocitos son las encargadas de acarrear oxígeno a los tejidos por medio de la hemoglobina, si la saturación de

oxígeno no es adecuada se pueden presentar lesiones en los tejidos por hipoxia. Su hallazgo no es diagnóstico sino más bien forma parte de la presentación de una condición sistémica de fondo. En fauna silvestre puede presentarse por múltiples factores: de carácter nutricional, infeccioso, metabólico, así como por eventos traumáticos tales como atropellos o electrocuciones (Sánchez-Murillo y Arguedas 2021; Turner et al. 2021).

La oxigenación apropiada de los tejidos depende tanto de un adecuado gasto cardiaco, así como de una saturación de oxígeno arterial suficiente, por lo que la presentación de signos clínicos depende de la etiología de la anemia, así como de otras comorbilidades. Cuando no se posee una anamnesis clara del animal es difícil determinar la causa de la anemia (Buck et al. 2018; Turner et al. 2021).

La corrección terapéutica de una anemia severa, que compromete la vida de un animal de vida libre, mediante transfusiones sanguíneas, muchas veces resulta prácticamente inviable tanto porque no exista un donador, así como porque las pruebas de tipificación sanguínea o de compatibilidad que permitan verificar reacciones cruzadas son escasas (Buck et al. 2018).

Elucidar por qué se presenta una anemia en animales de vida libre resulta un eje medular para definir un pronóstico. El manejo de anemias de etiología desconocida en poblaciones de animales silvestres presenta un reto, desde la carencia de literatura que permita dar mayor validez al análisis hematológico y su

poder diagnóstico hasta las limitaciones en poder aplicar medidas de abordaje terapéutico de manera oportuna (Maceda-Veiga et al. 2015).

El uso de la hematología y bioquímica sanguínea en mamíferos de vida libre resulta una herramienta vital, para poder definir un diagnóstico con el fin de tomar las mejores decisiones terapéuticas y sirve como indicador de un pronóstico, ya que es un reflejo directo de la condición fisiológica que presenta el animal al momento de la evaluación clínica; dichos exámenes adquieren mayor validez al contar con valores referenciales (Sánchez-Murillo y Arguedas 2021).

Asimismo, resulta útil en las aves ya que estas no tienden a demostrar síntomas evidentes, por lo que la hematología y la bioquímica sanguínea sirven para poder guiar un diagnóstico en caso de que se sospeche de una enfermedad, o bien elucidar si existe mayor susceptibilidad a distintos agentes etiológicos. Apoyarse en estos análisis sanguíneos permite adquirir un panorama más claro de la condición clínica que se puede estar presentando; sin embargo, una interpretación apropiada del resultado solo puede realizarse si existen valores referenciales para una especie en particular (Capitelli et al. 2013).

Ante la sospecha de un agente viral en aves, se debe tomar en cuenta la susceptibilidad de la especie, así como la presentación de signos clínicos. Dentro de enfermedades virales en psitácidos presentes a nivel país, las cuales pueden provocar alteraciones hematológicas importantes en los individuos infectados, se encuentra el Poliomavirus y el Circovirus aviar (Capitelli et al. 2013; Dolz et al. 2013). Tanto el Poliomavirus como el Circovirus aviar son virus que afectan a los

psitácidos y pueden estar presentes en el ambiente por periodos prolongados de tiempo, así como persistir en portadores asintomáticos que actúan como focos de contagio para otros miembros de la población. La severidad con que se presente la enfermedad va a variar según la edad a la que el ave es expuesta al virus, niveles de anticuerpos maternos y carga viral a la que fue expuesta. Si bien los hallazgos en el hemograma pueden orientar a sospechar estos agentes etiológicos, el diagnóstico definitivo se realiza por medio de PCR el cual se puede realizar en plumas o sangre entera (Dolz et al. 2013).

El uroanálisis es uno de los métodos más eficaces para poder detectar alteraciones a nivel del sistema urinario, tanto para detectar alteraciones en la funcionalidad renal, así como en el tracto urinario o inclusive detectar anomalías metabólicas o endocrinas, por lo que poder emplearlo en fauna significaría un incremento en la capacidad de detectar distintas patologías; sin embargo, su uso muchas veces se ve limitado por razones logísticas (Sánchez-Murillo y Arguedas 2021).

Por otra parte, el uso de la serología para pruebas inmunológicas que utilizan ya sea anticuerpos monoclonales, así como péptidos sintéticos o recombinantes del antígeno tales como ELISA, les confiere una sensibilidad y especificidad aceptables. Las pruebas rápidas tipo SNAPTM son un tipo de ELISA, al que se le da un amplio uso en animales domésticos (O'Connor et al. 2013). Su uso en fauna está sujeto tanto a la relevancia y concordancia clínica que posea dicha prueba, así como a la capacidad de tener acceso a estas; en la mayoría de

los casos no existen Kits comerciales que se puedan utilizar en fauna por lo que se requiere extrapolar pruebas comerciales destinadas a animales domésticos, por ejemplo la prueba de leucemia/ inmunodeficiencia felina la cual es para uso en gatos domésticos aplicada para detectar estas enfermedades en felinos silvestres (O'Connor et al. 2013; Little et al. 2020).

El Virus de la Leucemia Felina (Gammaretrovirus) y el Virus de Inmunodeficiencia Felina (Lentivirus) podrían ser transmitidos a felinos no domésticos, especialmente en hábitats fragmentados en los que exista alta prevalencia de estas enfermedades en poblaciones de gatos domésticos, y se dé una interacción de estos con felinos silvestres; debido a que los signos clínicos de ambas enfermedades son inespecíficos, se deben emplear procedimientos diagnósticos que permitan detectar estos agentes etiológicos, por esto el empleo de ensayos inmunoenzimáticos podría resultar de utilidad en caso que se sospeche la presencia de alguna de estas enfermedades en felinos de vida libre (Filoni et al. 2003; Mora et al. 2015).

Otra consideración al realizar análisis sanguíneos para detección de enfermedades infecciosas, es llevar a cabo pruebas que permitan detectar el antígeno, como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) con la cual se amplifica el ADN del antígeno, que resulta eficaz para diagnosticar distintas enfermedades en animales domésticos; el inconveniente se encuentra en que esta técnica requiere de personal y equipo especializado, así como la estandarización

de la prueba y esto no siempre está disponible para todos los patógenos (Aravindh et al. 2012).

El virus del Distemper canino (CDV por sus siglas en inglés) es un morbillivirus que infecta a todo el orden taxonómico Carnivora y ha sido descrito también en primates catarrinos (*Macaca fascicularis* y *Macaca mulatta*). Debido a que el virus presenta linfo-tropismo, epitelio-tropismo y neuro-tropismo genera una infección sistémica, en la cual los signos clínicos de la enfermedad pueden ser respiratorios, gastrointestinales y/o neurológicos (Beineke et al. 2015; Batista et al. 2021).

En Costa Rica se ha reportado un aumento en los casos de CDV en animales de vida silvestre (Piche et al. 2018), por lo que es de suma importancia poder contar con herramientas diagnósticas de alta sensibilidad y especificidad que permitan evidenciar o bien descartar este patógeno en caso de atender mamíferos de vida libre susceptibles de sufrir la enfermedad y que presenten signos clínicos compatibles. En caso de que la enfermedad se presente en poblaciones de vida libre, la caracterización molecular con el apoyo del PCR permite clarificar el nexo epidemiológico al identificar la cepa que da origen al brote (Beineke et al. 2015; Piche et al 2018; Batista et al. 2021).

3.2.4. Ultrasonografía

Los hallazgos en ultrasonografía fueron descritos exclusivamente para perezosos de dos dedos (8/8, 100%), en los cuales en su mayoría se empleó con

el fin de evidenciar lesiones producto de quemaduras por electrocuciones a nivel de órganos abdominales, tal como el hígado y de la región lumbar y pélvica, para observar riñones y vejiga respectivamente (Cuadro 4).

Cuadro 4. *Hallazgos ultrasonográficos en perezosos de dos dedos, *Choloepus hoffmanni*, remitidos al Toucan Rescue Ranch.*

Tipo de estudio	Hallazgos	Interpretación
Ultrasonografía Abdominal y Lumbar	Evidencia hígado con ecogenicidad heterogénea y pérdida de la relación corteza-médula	Lesiones en órganos de choque producto de las quemaduras por electrocución
Ultrasonografía Abdominal y Lumbar	Evidencia hígado con ecogenicidad heterogénea y pérdida de la relación corteza-médula	Lesiones en órganos de choque producto de las quemaduras por electrocución
Ultrasonografía Abdominal y Lumbar	Evidencia hígado con ecogenicidad heterogénea y pérdida de la relación corteza-médula	Lesiones en órganos de choque producto de las quemaduras por electrocución
Ultrasonografía Abdominal y Lumbar	Evidencia hígado con ecogenicidad heterogénea y pérdida de la relación corteza-médula	Lesiones en órganos de choque producto de las quemaduras por electrocución
Ultrasonografía Pélvica	Ultrasonografía a nivel de vejiga evidencia presencia de sedimento hiperecoico con respecto al lumen de la vejiga	Urolitiasis
Ultrasonografía Pélvica	Ultrasonografía a nivel de vejiga evidencia presencia de sedimento hiperecoico con respecto al lumen de la vejiga	Urolitiasis
Ultrasonografía Abdominal	Ultrasonografía a nivel hepático evidencia la presencia de una masa que provoca una pérdida de la estructura hepática, dicha masa posee un área de ecogenicidad variable con zonas anecoicas, hiperecoicas e hipoecoicas con respecto al parénquima hepático.	Absceso o Neoplasia a nivel del parénquima hepático
Ultrasonografía Lumbar	Ultrasonografía en región lumbar evidencia la presencia de un anillo que rodea la médula hiperecoico con respecto al parénquima renal	Signo de borde medular

Los hallazgos ultrasonográficos más comunes se dieron en hígado y riñones; a nivel hepático permitió evidenciar cambios en la ecogenicidad, mientras que a nivel renal se observó pérdida de la relación corteza-médula (4/8, 50%), seguido por la presencia de sedimento en vejiga (2/8, 25%), la descripción de un signo de borde medular (1/8, 12.5%) y un caso de una masa de ecogenicidad heterogénea presente en el parénquima hepático (1/8, 12.5%).

El signo de borde medular se determinó por medio de un corte transversal del riñón de un perezoso de dos dedos electrocutado; dicho hallazgo ultrasonográfico está descrito en caninos, se le llama signo de borde medular ya que se puede observar un anillo hiperecoico con respecto al parénquima renal, dicho anillo rodea la médula de este órgano (Figura 9).

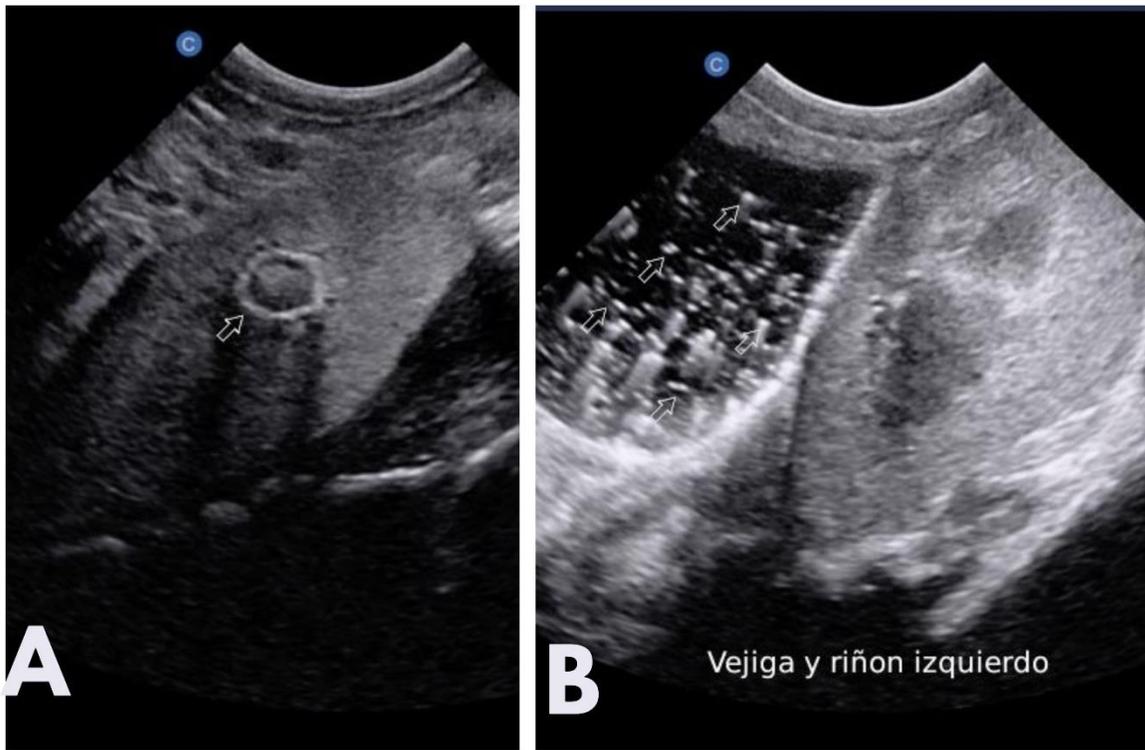


Figura 9. Imagen ultrasonográfica. A nivel lumbar en vejiga y riñón de una perezosa, *Choloepus hoffmanni*, remitida con electrocución al Toucan Rescue Ranch. A: la flecha negra señala anillo hiperecoico con respecto a médula de riñón izquierdo, fenómeno llamado signo de borde medular. B: Las flechas señalan múltiples focos hiperecoicos en mucosa de vejiga urinaria, producto de la presencia de sedimento en orina. Además, se nota la pared de la vejiga urinaria hiperecoica con respecto a la corteza del riñón izquierdo.

Cuando por medio de ultrasonografía abdominal se observa una masa en el parénquima hepático con características heterogéneas en su ecogenicidad, presuntivamente se puede considerar un proceso infeccioso (absceso o granuloma) o bien la masa puede originarse de un proceso neoplásico (Albury 2015; Hildebrandt y Saragusty 2015).

La exposición de perezosos a pesticidas podría tener un efecto deletéreo en su salud a nivel tanto agudo como crónico, ha sido descrita por otros

investigadores previamente a nivel nacional (Pinnock-Branford et al. 2014). Por lo que hallazgos ultrasonográficos como los observados a nivel hepático del perezoso previamente mencionado podrían deberse al uso frecuente de pesticidas en hábitats fragmentados en los que residen diversos animales silvestres, susceptibles a estas sustancias.

El signo de borde medular según lo reportado en la literatura para caninos podría no estar relacionado con patologías a nivel renal (Burti et al. 2020). Sin embargo, la ausencia de más estudios ultrasonográficos en fauna silvestre, particularmente esta especie en la que es descrito el hallazgo, evidencian la importancia de correlacionar el diagnóstico por imágenes con la sintomatología clínica que está presentando el animal, así como el apoyo en otras pruebas diagnósticas para orientar el tratamiento de la mejor manera (Hidebrandt y Saragusty 2015).

Muchas veces en fauna silvestre no se cuenta con suficiente respaldo bibliográfico para realizar una interpretación ultrasonográfica y dar con un diagnóstico. Aun así, brinda una imagen mucho más clara de lo que puede estar sucediendo *in vivo* en órganos de diversos sistemas. Cuando existe sospecha de que la etiología provoca lesiones en órganos de choque, tal como es en el caso de electrocuciones, se logra llegar a un mejor entendimiento de la condición clínica que presenta el animal, aun con ausencia de reportes previos en los que se describa con detalle la anatomía de los animales evaluados (Hildebrandt y Saragusty 2015).

En animales domésticos tiene un amplio uso para detectar patologías que producen distintos hallazgos ultrasonográficos, dando un alto grado de especificidad y sensibilidad o bien otorgando diagnósticos diferenciales según la experiencia del operador (Albury 2015; Burti et. al. 2020). No obstante, en fauna silvestre, su uso no ha tenido el auge deseado, con excepción de diagnósticos de preñez y el empleo de tecnologías reproductivas, debido a la ausencia de personal capacitado (sobre la anatomía y detección de irregularidades en estos animales), así como la limitada información de línea de base para orientar de manera apropiada los diagnósticos (Bignardi et. al. 2004; Hildebrandt y Saragusty 2015).

3.3 Tratamientos farmacológicos aplicados a la fauna silvestre.

Existe una escasez de fármacos cuyo uso esté aprobado para distintas especies de fauna, lo que obliga al médico veterinario dedicado a fauna a usar productos registrados para animales domésticos, ajustando las dosis para la especie animal a tratar (Hunter 2010). Se evidenció una tendencia al uso de analgésicos, principalmente antiinflamatorios no esteroideos (AINEs) y antibióticos de amplio espectro como terapia de primera elección en el manejo de distintos casos remitidos al centro (Figura 10).

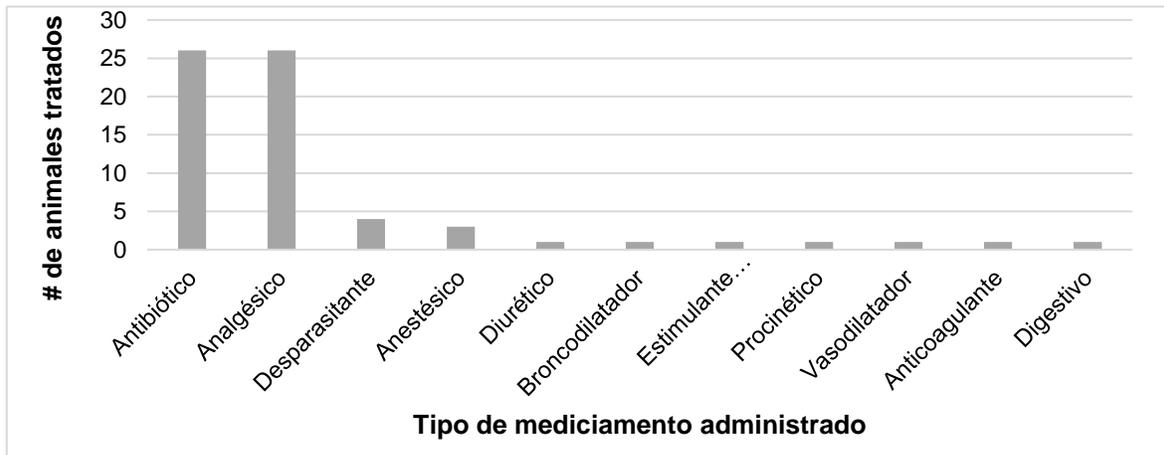


Figura 10 . Grupos de fármacos empleados en fauna en el centro de rescate Toucan Rescue Ranch.

Mediante el registro de 33 tratamientos farmacológicos, se pudo evidenciar que la enrofloxacina fue el antibiótico de elección y el meloxicam el analgésico más usado, para el manejo farmacológico en fauna (Figura 11). Estos fármacos fueron usados en conjunto principalmente en la atención de aves producto de traumas, tales como fracturas (10/33, 30%), así como en perezosos electrocutados (8/33, 24%). Los antiparasitarios fueron aplicados en menor medida tanto en aves como en mamíferos producto de la presencia o sospecha de una parasitosis, con principios activos tales como el fenbendazol o la ivermectina (4/33, 12%).

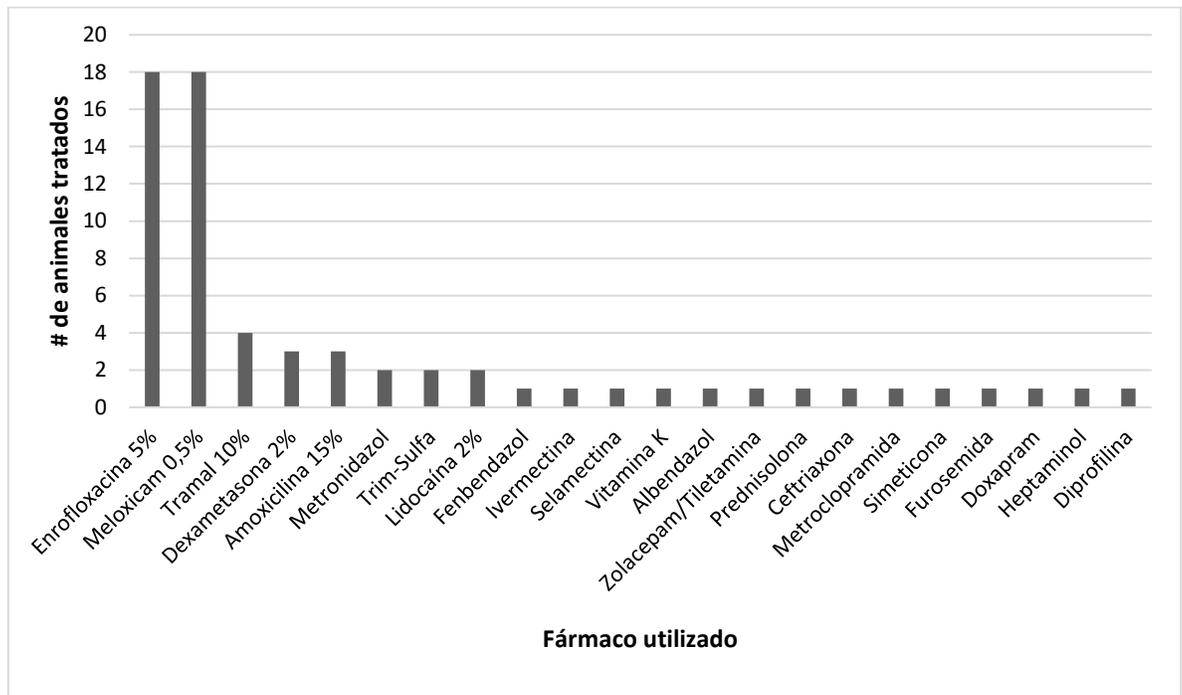


Figura 11. Principios activos de medicamentos empleados en la atención de fauna silvestre durante la pasantía en el Toucan Rescue Ranch.

En general, se procuró el uso de dosis descritas en la literatura de los diferentes principios activos utilizados, según la condición clínica del animal (Carpenter y Marion 2018; Hahn 2019). Cuando el fármaco fue empleado en aves, por vía intramuscular (I.M.), el sitio de inyección de preferencia fue en los músculos pectorales, mientras que en el caso de mamíferos al inyectar el fármaco se prefirió otros músculos a nivel caudal y en miembros posteriores a nivel de los glúteos y a nivel femoral en los músculos semimembranoso y/o semitendinoso (Jani 2012).

La enrofloxacin es un antibiótico del tipo fluoroquinolona, tiene un efecto bactericida y posee una actividad de amplio espectro contra bacterias tanto Gram

positivas como Gram negativas, con mayor actividad contra Gram negativas. Su amplio uso en aves y mamíferos de vida libre se debe a que brinda un efecto terapéutico eficaz tanto en su uso de manera profiláctica como para combatir infecciones bacterianas, de igual forma cuenta con la ventaja de que existen dosis descritas para múltiples especies de fauna (Carpenter y Marion 2018; Hahn 2019).

El uso de antibióticos idealmente debe ir acompañado de un lineamiento en la elección del fármaco antimicrobiano y la condición clínica del animal. El elevado costo de las pruebas de sensibilidad a los antibióticos para implementarlos en los centros de rescate significa un potencial riesgo de resistencia antimicrobiana en fauna (Radhouani et al. 2014).

Sin duda alguna las bacterias resistentes a fluoroquinolonas y otros antibióticos de amplio espectro tales como las cefalosporinas de tercera generación, son consideradas una amenaza creciente a la salud pública a nivel mundial, el uso indiscriminado de antibióticos es considerado uno de los principales causantes de la aparición de resistencia a los antimicrobianos, por lo que la aplicación terapéutica de estas sustancias debe ser determinada mediante un criterio profesional (Plaza-Rodríguez et al. 2021). A nivel nacional, la disponibilidad de estudios en vida libre en relación con la presencia de bacterias que posean genes de resistencia a los antibióticos es escasa, por lo que el rol de la fauna en la dinámica de bacterias resistentes a los antibióticos no está claramente elucidado (Rojas-Jiménez 2018).

El uso de antibióticos de última generación en fauna puede deberse a su efectividad para evitar o contrarrestar infecciones, así como a la disponibilidad y fácil acceso a este grupo de fármacos. Los animales remitidos a centros de rescate muchas veces presentan condiciones que los hacen susceptibles a sufrir infecciones tanto por el estrés de salir de su hábitat natural, así como por otros mecanismos fisiopatológicos que pudieran estar relacionados con su motivo de remisión. Lo cual resalta la importancia de contar con herramientas diagnósticas, tales como cultivos bacterianos que permiten incriminar a un agente bacteriano ante los hallazgos clínicos, esto con el fin de elegir el tipo de antibiótico a emplear (Radhouani et al. 2014; Plaza-Rodríguez et al. 2021).

Por otro lado, con respecto al grupo de los analgésicos los AINEs (en particular el meloxicam), son ampliamente utilizados en la clínica de pequeños animales domésticos por su efecto analgésico al inhibir enzimas prostaglandina sintetasa, inhibiendo COX-2, pero por su actividad contra COX-1 puede provocar irritación gástrica y/o reducción en el flujo sanguíneo a nivel renal (Morales-Vallecilla et al. 2019). En contraste, en fauna existe carencia de estudios que permitan un uso seguro en distintas especies ya que no se conoce su farmacodinamia ni farmacocinética (Oaks y Meteyer 2012).

En el caso de los antiinflamatorios esteroideos tales como la dexametasona, la cual actúa como agonista en receptores glucocorticoides, su mecanismo de acción es complejo ya que implica una menor permeabilidad de la membrana capilar, una disminución en la vasodilatación, inhibición de mediadores

inflamatorios e inhibición en la proliferación linfocitaria, entre otros. Su actividad depende de su vida media en el organismo y altas dosis tienden a tener un efecto inmunosupresor, mientras que dosis más bajas un efecto antiinflamatorio (Donavon et al. 2021). El uso de este grupo de fármacos en fauna tiende a ser para la atención de casos específicos en los que se considera que van a aportar un efecto beneficioso según la condición clínica del animal (Lamont y Grim 2014).

Las indicaciones para este grupo de antiinflamatorios presentan una amplia variedad y van desde contrarrestar reacciones de hipersensibilidad producto de procesos alérgicos hasta su uso como adyuvantes en terapias antineoplásicas. No debe ser utilizado junto con AINES, ya que se potencian sus efectos adversos y está contraindicado en pacientes en los que se sospecha una enfermedad infecciosa de fondo o presenten insuficiencia hepática o renal. Debido a su actividad análoga al cortisol endógeno, cuando se utiliza por periodos prolongados se debe procurar reducir la dosis paulatinamente antes de dejar de administrar el fármaco debido al efecto que este provoca en el eje hipotálamo-hipofisario-adrenal, con el fin de evitar un hiperadrenocorticismio iatrogénico (Donavon et al. 2021).

Los opioides son reconocidos por su aporte analgésico en casos de dolor moderado a severo en la casuística de fauna; sin embargo, al igual que ocurre en animales domésticos, la disponibilidad y el acceso a estos son limitados por lo cual su uso es restringido (Lamont y Grim 2014). El tramadol es un opioide de uso relativamente común para la analgesia de animales domésticos, su efecto

inhibitorio del dolor en humanos es atribuido a un metabolito que actúa como agonista débil de receptores μ y provoca la inhibición en la recaptación de serotonina y norepinefrina; no obstante, en perros, aunque su uso sea común, aún se desconocen las enzimas implicadas en su metabolismo y su verdadera capacidad analgésica (Kongara 2017), por consiguiente, en fauna también se desconoce.

Los protocolos antiparasitarios fueron utilizados de manera profiláctica, cuando se sospechó de la presencia de un parásito, o curativa, en caso de que el parásito hubiera sido observado en la flotación fecal con la solución saturada de azúcar. Las combinaciones comerciales con Pirantel, Fenbendazol y Praziquantel son las más utilizadas contra infecciones por helmintos (Lloyd et al. 2014). Para coccidios se describe una rotación de fármacos mediante el uso de benzenoacetónitrilos, nitroimidazoles y/o sulfadiazinas potenciadas como el protocolo más apropiado para el control de parasitosis causadas por estos protozoarios (Noack et al. 2019).

Al establecer un protocolo antiparasitario, se debe tomar en cuenta el rol que estos organismos puedan tener en regular o conducir las dinámicas en la relación simbiótica con su hospedero, algunas cargas parasitarias pueden considerarse relativamente normales en animales de vida libre y suelen jugar un rol importante en el mantenimiento y desarrollo de una adecuada respuesta inmune ante agentes parasitarios a los que puedan verse expuestos comúnmente (Pedersen y Fenton 2015).

En consecuencia, el uso de protocolos antiparasitarios es más común en animales silvestres en condición de cautiverio, en la cual muchas veces se busca eliminar la presencia de parásitos mediante el uso de fármacos, estrategias de limpieza y manejo de los recintos. La eficacia de los tratamientos antiparasitarios va a depender no solo del principio activo utilizado, sino también de otras variables tales como la edad, infecciones previas y condición general (Pedersen y Fenton 2015).

Los protocolos anestésicos en fauna van a depender de la disponibilidad de fármacos a la cual se tenga acceso en el momento de su atención. La anestesia inhalatoria mediante el uso de isoflurano a una concentración alveolar mínima (CAM) adecuada podría ser útil en el manejo anestésico de aves, en las cuales se deba realizar un procedimiento que requiera una inmovilización del animal por un periodo de tiempo corto, en contraste con el uso de anestésicos inyectables que suelen tener periodos más largos de recuperación (Lamont y Grimm 2014; Caulkett y Arnemo 2015). En contraste, para procedimientos que implican más tiempo, tanto en aves como en mamíferos, usualmente se practica anestesia general inyectable con protocolos que incluyen una inducción con ketamina o la combinación de un anestésico disociativo con sedantes, tales como benzodiazepinas o agonistas alfa-2 adrenérgicos y un mantenimiento con anestesia inhalatoria (Lamont y Grimm 2014; Caulkett y Arnemo 2015).

En el caso de protocolos farmacológicos para la atención de emergencias, se debe tomar en cuenta que actualmente se reconocen cuatro categorías

principales de shock: hipovolémico, distributivo, cardiogénico y obstructivo. El shock distributivo se da por una hipovolemia relativa producto de una redistribución patológica del volumen intravascular, este es el más común ya que se da por múltiples causas, ya sea por pérdida en la regulación del tono vascular y/o un desorden en la permeabilidad vascular. El shock hipovolémico se da por una perfusión inadecuada producto de la pérdida en el volumen intravascular, usualmente en casos de traumas que puedan provocar una hemorragia o la activación de mediadores inmunes (Standl et al. 2018).

Según la clasificación del shock así deberá orientarse la terapia, de acuerdo con las diferencias en la patogénesis y patofisiología, dicha terapia suele enfocarse en cuatro sistemas orgánicos: corazón, componente sanguíneo, sistema vascular y sistema circulatorio. Principalmente se busca que los efectos terapéuticos logren restablecer las funciones vitales para que el paciente sobreviva; para lograr este objetivo se requieren diferentes medidas según el tipo de shock y debido a que implica una condición crítica en la cual se busca restablecer la función cardiovascular, el manejo terapéutico de estos casos es un desafío (Standl et al. 2018).

Es importante mencionar que los protocolos para la atención farmacológica de una emergencia por un estado de shock incluyen la administración de fluidos isotónicos tales como el lactato de Ringer o solución salina al 0.9%, preferiblemente por vía intravenosa (IV). Dicha fluidoterapia debe ser individualizada y basada en parámetros fisiológicos, el acceso venoso resulta vital,

ya que permite aplicar los fluidos directamente al torrente sanguíneo y así regular la administración de forma más precisa. Sin embargo, muchas veces producto del shock los vasos sanguíneos tienden a colapsar y no son accesibles, en cuyo caso, en busca de poder restablecer la homeostasis en el animal, se utiliza la vía subcutánea (S.C.) la cual representa una absorción más lenta y un control menos preciso en la terapia de fluidos (Lamont y Grimm 2014).

Por otra parte, un grupo de fármacos empleados en el manejo de emergencia por shock distributivo (cuando el animal no se encuentra responsivo y con signos vitales deprimidos) son los analépticos cardiorrespiratorios, tales como el heptaminol y la diprofilina, y/o estimulantes respiratorios como el doxapram, utilizados con el fin de corregir alteraciones cardiorrespiratorias que provocan un desequilibrio en el aporte y demanda de oxígeno en el organismo (Lamont y Grimm 2014; Hanson et al. 2019). Estos fármacos tienden a aportar mejor respuesta al ser utilizados cuando el shock distributivo se da por el uso de anestésicos. Por ejemplo, durante un procedimiento quirúrgico, tienen una respuesta menos eficaz en corregir otros mecanismos fisiopatológicos que llevan al animal a un estado de shock (Hanson et al. 2019).

La Vitamina K se usa en casos en los que se sospecha de hemorragia y no se tiene certeza de la condición que presenta el animal, tiene efecto terapéutico en una deficiencia de esta vitamina que evite la cascada de coagulación o en intoxicación con rodenticidas anticoagulantes. Pero la administración de Vitamina K, no aportaría ningún efecto terapéutico en casos en los que la hemorragia no es

provocada por deficiencias de vitamina K ni por intoxicación con rodenticidas, en estos casos se debe buscar la fuente de la hemorragia y tomar medidas terapéuticas para detenerla (Herring y McMichael 2012).

En mamíferos, el protocolo de eutanasia incluye una inducción con sedantes y/o anestésicos disociativos, luego de la cual se induce un paro cardio respiratorio por medio de una inyección intravenosa o intracardiaca utilizando un barbitúrico con una vida media larga, como el pentobarbital. Los anestésicos locales (como la lidocaína) pueden ser utilizados en protocolos de eutanasia en aves por medio de una inyección a nivel intratecal, ingresando por la articulación atlanto-occipital a través del agujero magno, provocando la muerte por una rápida pérdida en la función cerebro cortical. Previamente a la inyección letal, se debe inducir la sedación mediante el uso de anestésicos inyectables o inhalatorios tomando en cuenta que el uso del isoflurano como agente inductor en aves debe ser a una concentración alveolar mínima (CAM) elevada (Gunkel y Lafortune 2005; Woodbury 2014; AVMA 2020).

En definitiva, el uso de uno o más fármacos por periodos largos de tiempo, tiende a causar un detrimento de la función renal y hepática de los animales de vida libre, así como sucede en otras especies, ya que la mayoría de los fármacos empleados tienen una metabolización hepática y excreción renal (especialmente los que tienen menores márgenes terapéuticos por su potencial toxicidad) (Borges et al. 2013; Li et al. 2019).

Uno de los factores a tomar en cuenta para implementar un manejo farmacológico es el objetivo por el cual se emplea según su mecanismo de acción, la elección de una dosis segura y efectiva, por lo cual el generar información de base en la terapéutica de vida libre resulta clave para poder brindar una mejor atención médica al animal en condición de vulnerabilidad (Sharma y Mcneill 2009; Hunter 2010).

Por ende, el uso apropiado de los tratamientos farmacológicos siguiendo las indicaciones clínicas de los principios activos, reduce la morbilidad y mortalidad en diversos escenarios clínicos presentes en fauna, ya sea procesos infecciosos ante un agente microbiano o bien provenientes de una lesión traumática. Esto resalta la importancia de un uso responsable de los medicamentos, lo cual implica conocer sus mecanismos de acción para comprender mejor la interacción que puedan tener con distintas etiologías (Sharma y Mcneill 2009; Mullineaux 2014; Li et al. 2019).

4. CONCLUSIONES

4.1. Mediante la toma de la historia y el examen clínico de 62 animales en un periodo de 4 semanas del mes de diciembre del año 2020 y 7 semanas de los meses de enero y febrero del año 2021, se pudo determinar que la fauna silvestre remitida al Toucan Rescue Ranch está siendo amenazada principalmente por motivos antropogénicos, lo cual se evidenció en los animales que fueron encontrados en carretera o por electrocuciones, lo que les produjo lesiones de diferente índole y pronóstico. Esto demuestra la importancia de un apropiado registro de las causas por las que un animal silvestre es remitido a un centro de rescate, ya que provee información para detectar potenciales peligros a los que están propensos.

4.2. La interpretación de los hallazgos en 50 pruebas de flotación fecal, diez exámenes radiológicos, nueve pruebas de análisis clínico y ocho ultrasonografías apoyaron la toma de mejores decisiones terapéuticas. Esto recalca la relevancia de desarrollar destrezas en la interpretación de diversos métodos diagnósticos, con el fin de comprender de manera más clara mecanismos fisiopatológicos de distintas etiologías y así orientar los manejos terapéuticos de manera más precisa.

4.3. La antibioticoterapia profiláctica o terapéutica, así como el manejo del dolor e inflamación por medio de antiinflamatorios no esteroideos fueron los manejos terapéuticos más empleados durante la pasantía, de los 33 tratamientos registrados. Esta información sirve de referencia para la toma de decisiones para el empleo responsable de medicamentos en estos animales.

5. RECOMENDACIONES

5.1. Se recomienda a los centros de rescate de animales de vida libre a nivel nacional mantener un apropiado registro de los motivos de remisión al sitio, ya que esto va a permitir identificar potenciales riesgos en los que se ve vulnerable la fauna a nivel país. Y poder comunicar dichos riesgos de manera oportuna a entidades gubernamentales con el fin de tomar medidas para minimizar el efecto de estos riesgos.

5.2. Se recomienda a todos los sitios de manejo de fauna silvestre seguir usando diversos métodos diagnósticos para elucidar una condición fisiopatológica. Asimismo, apoyarse en herramientas diagnósticas más sensibles y con mayor especificidad en casos que se sospeche una enfermedad en específico, esto para definir un diagnóstico definitivo o bien descartar diferenciales; de esta manera poder orientar los manejos terapéuticos de una forma más eficiente.

5.3 Se propone a todos los establecimientos que manejen fauna continuar generando información de línea de base en cuanto a tratamientos farmacológicos, para observar tendencias en la frecuencia de uso, registrar dosis, frecuencia de administración y duración del tratamiento, con el fin de mantener un uso responsable de los medicamentos y criterios de medicina basada en evidencia para una apropiada utilización de estos.

6. REFERENCIAS

1. Abdisa T. 2017. Review on Practical Guidance of Veterinary Clinical Diagnostic Approach. Int J Vet Sci Res. [Internet]. [citado el 16 de marzo del 2021]; 3(1):30-49. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/317561400_Review_on_Practical_Guidance_of_Veterinary_Clinical_Diagnostic_Approach. Doi: 10.17352/ijvsr.000020
2. Agostini I, Holzmann I, Di Bitetti M, Oklander L, Kowalewski M, Beldomnico P, Goenaga S, Martínez M, Moreno E, et al. 2014. Building a Species Conservation Strategy for the Brown Howler Monkey (*Alouatta guariba clamitans*) in Argentina in the Context of Yellow Fever Outbreaks. Trop Conserv Sci. [Internet]. [citado el 16 de abril del 2021];7 (1):25-34. Disponible en: <https://journals.sagepub.com/doi/full/10.1177/194008291400700107>. DOI: 10.1177/194008291400700107
3. 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.
4. Aguirre A. 2009. Essential veterinary education in zoological and wildlife medicine: a global perspective. Rev Sci Tech Off Int Epiz [Internet]. [citado

el 16 de octubre del 2020];28(2):605-610.Disponible en:
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/20128470/> Doi:10.20506/rst.28.2.1901

5. Albury K. 2015. An Overview of Small Animal Veterinary Sonography. *J Diagn Med Sonog.* [Internet]. [citado el 16 de abril del 2021];31 (3):160-167.Disponible en:
<https://journals.sagepub.com/doi/full/10.1177/8756479315573793>. DOI: 10.1177/8756479315573793
6. Aravindh R, Manoharan S, Ramadass P, Chandran N. 2012. Evaluation of rt-PCR assay for routine laboratory diagnosis of rabies in postmortem brain samples from different species of animals. *Indian J Virol.* [Internet]. [citado el 16 de marzo del 2021];23(3):392-396-610.Disponible en:
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24293832/>. DOI: 10.1007/s13337-012-0109-9
7. Arévalo J, Honda W, Arce-Arias A, Häger A. 2017. Spatiotemporal variation of road kills show mass mortality events for amphibians in a highly trafficked road adjacent to a national park, Costa Rica. *J Trop Biol.* [Internet]. [citado el 06 de agosto del 2021]; 65(4):1261-1276. Disponible en:
https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?pid=S0034-77442017000401261&script=sci_abstract. DOI: 10.15517/rbt.v65i4.27903.
8. Arguedas-Porras R. 2002. Medicina veterinaria de animales silvestres en cautiverio. Heredia, C.R.: Práctica dirigida (Licenciatura) Universidad Nacional.

9. AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2020 Edition [Internet]. 2020. 1st ed. Schaumburg, Illinois, Estados Unidos. American Veterinary Medical Association. [Actualizado 17 de enero del 2020; citado el 16 de octubre del 2020]; Disponible en: <https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020-Euthanasia-Final-1-17-20.pdf>
10. Bais B, Tak L, Mahla S. 2017. Study of preventive health measures for wildlife in captivity: a review of management approaches. *Int J Avian & Wildlife Biol* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 2(3):73–75. Disponible en: <http://medcraveonline.com/IJAWB/IJAWB-02-00020.pdf>. DOI: 10.15406/ijawb.2017.02.00020
11. Ballwebber L, Beugnet F, Marchiondo A, Payne P. 2014. American Association of Veterinary Parasitologists review of fecal flotation methods and factors influencing their accuracy and use-is there really one best technique? *Vet Parasitol* [Internet]. [citado el 14 de marzo del 2021]; 204(1-2):73-80. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S030440171400288X>. DOI: 10.1016/j.vetpar.2014.05.009.
12. Barroso P, Acevedo P, Vicente J. 2020. The importance of long-term studies on wildlife diseases and their interfaces with humans and domestic animals: A review. *Transbound Emerg Dis*. [Internet]. [citado el 10 de abril del 2021]; 68 (4) :1895-1909. Disponible en:

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/tbed.13916#>.

DOI:

10.1111/tbed.13916

13. Batista M, Whiteley H, Samuelson J, Hsiao S, Stern A, Sprandel I, Roady P, Coleman D, Rizzo R, Froderman F, Terio K. 2021. Sylvatic Canine Morbillivirus in Captive Panthera Highlights Viral Promiscuity and the Need for Better Prevention Strategies. 2021. *Pathogens*. [Internet]. [citado el 20 de setiembre del 2021]; 10 (5) :544. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC8147164/>. DOI: 10.3390/pathogens10050544
14. Beineke A, Baumgärtner W, Wohlsein P. 2015. Cross-species transmission of canine distemper virus—an update. *One Health*. [Internet]. [citado el 20 de setiembre del 2021]; 1 :49-59. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5462633/>. DOI: 10.1016/j.onehlt.2015.09.002
15. Berkunsky I, Quillfeldt P, Brightsmith D, Abbud M, Aguilar J, Alemán-Zelaya U, Aramburú RM, Arce-Arias A, Balas-McNab R, Balsby T, et al. 2017. Current threats faced by Neotropical parrot populations. *Biol Conserv*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 214:278-287. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0006320717306298>. DOI: 10.1016/j.biocon.2017.08.016
16. Bignardi G, Bombonato P, Guimaraes M. 2004. Renal ultrasonographic evaluation in the oncilla (*Leopardus tigrinus*). *J Zoo Wildl Med*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 35 (3):356-360. Disponible en:

<https://bioone.org/journals/journal-of-zoo-and-wildlife-medicine/volume-35/issue-3/02-021/RENAL-ULTRASONOGRAPHIC-EVALUATION-IN-THE-ONCILLA-LEOPARDUS-TIGRINUS/10.1638/02-021.short>. DOI:

10.1638/02-021

17. Bolaños-Arrieta N. 2015. Clínica y Cirugía Aplicada de Animales Silvestres y de Compañía en el Zoológico Simón Bolívar y en el Hospital de Especies Menores y Silvestres. Heredia, C. R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
18. Borges M, Marini F, Laposy C, Guimaraes P, Chaves M, Le Vieira A, Melchert A. 2013. Nonsteroidal anti-inflammatory therapy: changes on renal function of healthy dogs. Acta Cir Bras. [Internet]. [citado el 14 de marzo del 2021]; 28 (12):842-847. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-86502013001200006. DOI: 10.1590/S0102-86502013001200006
19. Buck R, Stegmann G, Poore L, Shaik T, Gray T, Zeiler G. 2018. Xenotransfusion with packed bovine red blood cells to a wildebeest calf (*Connochaetes taurinus*). J S Afr Vet Assoc. [Internet]. [citado el 24 de setiembre del 2021]; 89 :1669. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6244219/>. DOI: 10.4102/jsava.v89i0.1669
20. Burti S, Zotti A, Bonsembiante F, Mastellaro G, Banzato T. 2020. Correlation between renal histopathology and renal ultrasound in dogs. Res J Vet Sci. [Internet]. [citado el 14 de marzo del 2021]; 129:59-65. Disponible

en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0034528819306885>.

DOI: 10.1016/j.rvsc.2020.01.003.

21. Calderón-Hernández A. 2010. Identificación de agentes micóticos en animales silvestres en Costa Rica: estudio preliminar. Heredia, C.R.: Proyecto de Graduación (Licenciatura) Universidad Nacional.

22. Campos-Picado D. 2018. Pasantía en Medicina y Cirugía Aplicada en Animales Silvestres de Vida Libre y Cautiverio en el Zoológico Simón Bolívar y cirugía en Animales de Compañía en Prácticas Privadas. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.

23. Capitelli R, Crosta L. 2013. Overview of psittacine blood analysis and comparative retrospective study of clinical diagnosis, hematology and blood chemistry in selected psittacine species. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*. [Internet]. [citado el 14 de marzo del 2021];16 (1): 71-120. Disponible en:

https://www.researchgate.net/publication/235369982_Overview_of_Psittacine_Blood_Analysis_and_Comparative_Retrospective_Study_of_Clinical_Diagnosis_Hematology_and_Blood_Chemistry_in_Selected_Psittacine_Species.
DOI: 10.1016/j.cvex.2012.10.002

24. Carrera-Játiva P, Morgan E, Barrows M, Wronski T. 2018. Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging birds and potential cross-transmission in a zoo environment. *J Zoo Wildl Med*. [Internet]. [citado el 11 de setiembre del 2021];49 (1): 116-128. Disponible en:

25. https://www.researchgate.net/publication/323644956_Gastrointestinal_parasites_in_captive_and_free-ranging_birds_and_potential_cross-transmission_in_a_zoo_environment. DOI: 10.1638/2016-0279R1.1
26. Carpenter JW, Marion C. 2018. Exotic Animal Formulary. 5th ed. St. Louis (Missouri): Elsevier. 701 p.
27. Catenacci LS, Nascimento A, Muniz-Neta ES, Cassano CR, Deem SL, Da Rosa ES, Parker P, Munhoz AD. 2017. First Record of hematologic values in free-living and captive maned sloths (*Bradypus torquatus*; Xenarthra, Bradypodidae). J Zoo Wildl Med [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021];2 (48): 312-318. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28749257/> . DOI: 10.1638/2016-0025R1.1
28. Caulkett N, Arnemo J. 2015. Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. En: Grimm K, Lamont, Tranquilli W, Greene S, Robertson S, eds. Veterinary Anesthesia and Analgesia. New Jersey: John Wiley & Sons Inc. p.764-776
29. Chaves A, Montecino-Latorre D, Alcázar P, Suzán G. 2021. Wildlife rehabilitation centers as a potential source of transmission of SARS-CoV-2 into native wildlife of Latin America. Biotropica. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]. Disponible en: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/btp.12965>. DOI: 10.1111/btp.12965

30. Conde DA. 2013. Role of zoological gardens. En: MacLeod N, Archibald JD y Levin P, editors. Grzimek's animal life encyclopedia: Extinction. 2. Ed. Detroit (DET): Gale/Cengage Learning. Pp. 207–215.
31. Crespo R, Franca MS, Fenton H, Shivaprasad. 2018. Galliformes and Columbiformes. En: Terio KA, McAloose D, St.Leger J. Pathology of Wildlife and zoo animals. USA. Elsevier.p.747-773
32. Cunningham AA, Daszak P, Wood J. 2017. One Health, emerging infectious diseases, and wildlife: two decades of progress? Philos Trans R Soc Lond. [citado el 10 de marzo del 2021];372 (1725). Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28584175/>. DOI: 10.1098/rstb.2016.0167
33. Dean R, Seymour, Joseph G, Foord S. 2019. A Review of the Impacts of Roads on Wildlife in Semi-Arid Regions. Diversity. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 11 (5):81. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/333225885_A_Review_of_the_Impacts_of_Roads_on_Wildlife_in_Semi-Arid_Regions. DOI: 10.3390/d11050081
34. Deem SL, Karesh WB, Weisman W. 2001. Putting theory into practice: wildlife health in conservation. Conserv. Biol. [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 15 (5):1224–1233. Disponible en: <https://conbio.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1523-1739.2001.00336.x>. DOI: 10.1111/j.1523-1739.2001.00336.x.
35. Deem SL. 2007. Role of the zoo veterinarian in the conservation of captive and free-ranging wildlife. Int Zoo Yearb [Internet]. [citado el 10 de octubre

del 2020]; 41 (1):3–11. Disponible en:
https://www.researchgate.net/publication/227665149_Role_of_the_zoo_veterinarian_in_the_conservation_of_captive_and_free-ranging_wildlife. DOI:
10.1111/j.1748-1090.2007.00020.x.

36. Deem SL. 2015. Conservation medicine to One Health. The role of zoologic veterinarians. En: Miller E y Fowler M, editors. Fowler's zoo and wild animal medicine. 8va Ed. Missouri (MI): Elsevier. Pp. 699-702.

37. Dib L, Siquiera P, Carvalho C, Lima J, Ferreira R, Ramos C, Monteiro A, Rodríguez-Castro K, Gonçalves C, Galetti P, et.al. 2020. Non-invasive sampling in Itatiaia National Park, Brazil: wild mammal parasite detection. BMC Vet Res. [Internet]. [citado el 15 de setiembre del 2021];16 (1): 295. Disponible en:
<https://bmcvetres.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12917-020-02490-5>.
DOI: 10.1186/s12917-020-02490-5

38. Dolz G, Sheleby-Elías J, Romero-Zuñiga J, Vargas-Leitón B, Gutiérrez-Espeleta G, Madriz-Ordeñana K. 2013. Prevalence of Psittacine Beak and Feather Disease Virus and Avian Polyomavirus in Captivity Psittacines from Costa Rica. Open J Vet Med [citado el 20 de Julio del 2021]; 3 (4): 240-245. Disponible en:
https://www.researchgate.net/publication/258160067_Prevalence_of_Psittacine_Beak_and_Feather_Disease_Virus_and_Avian_Polyomavirus_in_Captivity_Psittacines_from_Costa_Rica. DOI: 10.4236/ojvm.2013.34038

39. Donavon B, Johnson M, Lopez K. 2021. Dexamethasone. [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; [citado el 20 de Julio del 2021]. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK482130/>.
40. Dünner C, Pastor G. [Internet]. 2017. Manual de Manejo, Medicina y Rehabilitación de Perezosos. Valdivia (Chile): Fundación Huálamo; [actualizado el 08 de diciembre del 2017; citado el 10 de marzo del 2021]. Disponible en: https://www.xenarthrans.org/wp-content/uploads/2019/10/32Manual-de-manejo-medicina-y-rehabilitacio%CC%81n-de-perezosos_Dunner-y-Pastor-2017.pdf.
41. Englefield B, Blackman SA, Starling M, McGreevy PD. 2019. A Review of Australian animal welfare legislation, regulation, codes of practice, and policy, and their influence on stakeholders caring for wildlife and the animals for whom they care. *Animals* [Internet]. [Citado el 08 de octubre del 2020]; 9(6):335. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6616407/> DOI: 10.3390/ani9060335.
42. 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.
43. Fenton H, McManamon R, Howerth E. 2018. Anseriformes, Ciconiiformes, Charadriiformes, and Gruiformes. En: Terio KA, McAloose D, St.Leger J. *Pathology of Wildlife and zoo animals*. USA. Elsevier.p.697-721

44. Filoni C, Harumi C, Durigon E, Catao-Dias JL. 2003. Serosurvey for Feline Leukemia Virus and Lentiviruses In Captive Small Neotropic Felids In Sao Paulo State, Brazil. *J Zoo Wildl Med* [Internet]. [Citado el 28 de setiembre del 2021]; 34 (1):65-68. Disponible en: [https://bioone.org/journals/journal-of-zoo-and-wildlife-medicine/volume-34/issue-1/1042-7260\(2003\)34%5b0065%3aSFFLVA%5d2.0.CO%3b2/SEROSURVEY-FOR-FELINE-LEUKEMIA-VIRUS-AND-LENTIVIRUSES-IN-CAPTIVE-SMALL/10.1638/1042-7260\(2003\)34\[0065:SFFLVA\]2.0.CO;2.short](https://bioone.org/journals/journal-of-zoo-and-wildlife-medicine/volume-34/issue-1/1042-7260(2003)34%5b0065%3aSFFLVA%5d2.0.CO%3b2/SEROSURVEY-FOR-FELINE-LEUKEMIA-VIRUS-AND-LENTIVIRUSES-IN-CAPTIVE-SMALL/10.1638/1042-7260(2003)34[0065:SFFLVA]2.0.CO;2.short). DOI: 10.1638/1042-7260(2003)34[0065:SFFLVA]2.0.CO;2
45. Galateanu G, Hildebrandt T, Maillot A, Etienne P, Potier R, Mulot B, Saragusty J, Hermes R. 2013. One small step for rhinos, one giant leap for wildlife management—imaging diagnosis of bone pathology in distal limb. *PLoS One*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 8 (7). Disponible en: <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0068493>. DOI: 10.1371/journal.pone.0068493
46. Garber P, Kowalewski M. 2011. Collective Action and Male Affiliation in Howler Monkeys (*Alouatta caraya*). En: Robert W. Sussman y C Robert Cloninger. *Origins of Altruism and Cooperation*. New York: Springer. p:145-165
47. Garcia L, Arrowood M, Kokoskin E, Paltridge G, Pillai D, Procop G, Ryan N, Shimizu R, Visvesvara G. 2018. Practical Guidance for Clinical Microbiology Laboratories: Laboratory Diagnosis of Parasites from the Gastrointestinal Tract. *Clin Microbiol Rev*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 31 (1).

Disponible en: <https://cmr.asm.org/content/31/1/e00025-17>. DOI: 10.1128/CMR.00025-17.

48. Greenspan E, Nielsen C, Cassel K. 2018. Potential distribution of coyotes (*Canis latrans*), Virginia opossums (*Didelphis virginiana*), striped skunks (*Mephitis mephitis*); and racoons (*Procyon lotor*) in the Chicago Metropolitan Area. Urban Ecosyst. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 21(5):983-997. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s11252-018-0778-2>. DOI: 10.1007/s11252-018-0778-2
49. Grogan A, Kelly A. 2013. A review of RSPCA research into wildlife rehabilitation. Vet Rec [Internet]. [citado el 08 de octubre del 2020]; 172(8):211. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/235717969_A_review_of_RSPCA_research_into_wildlife_rehabilitation. DOI: 10.1136/vr.101139.
50. Gunkel C, Lafortune M. 2005. Current Techniques in Avian Anesthesia. J Exot Pet Med. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 14(4):263-276. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055937X05000745>. DOI: 10.1053/j.saep.2005.09.006
51. Hahn A. 2019. Zoo and Wild Mammal formulary. 1st ed. Hoboken New Jersey: Wiley-Blackwell. 438 p.
52. Hanson M, Hollingshead N, Schuler K, Siemer W, Martin P, Bunting E. 2019. Species, causes, and outcomes of wildlife rehabilitation in New York State. bioRxiv. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]. Disponible en:

https://www.researchgate.net/publication/337691118_Species_causes_and_outcomes_of_wildlife_rehabilitation_in_New_York_State.

DOI:10.1101/860197

53. Hassan A, Marjan M, Sabir BM. 2019. Mortality of primates due to roads and power lines in two forest patches in Bangladesh. *Zoología (Curitiba)*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021].36. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-46702019000100504. DOI: 10.3897/zoologia.36.e33540
54. Herra-Vargas S, Brenes-Mora E, Baldi M, Bouza-Mora L, Huertas-Segura RM, Castro-Ramírez L, Suárez-Esquivel M. 2018. Parámetros sanguíneos y perfil de hormonas reproductivas de hembras de *Choloepus hoffmanni* en cautiverio. *Rev Biol Trop*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 66 (1):280-292. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/322926213_Parametros_sanguineos_y_perfil_de_hormonas_reproductivas_de_hembras_de_Choloepus_hoffmanni_en_cautiverio. DOI: 10.15517/rbt.v66i1.28448.
55. Herring J, McMichael M. 2012. Diagnostic approach to small animal bleeding disorders. *Top Companion Anim Med*. [citado el 10 de marzo del 2021]; 27 (2):73-80. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/23031459/>. DOI: 10.1053/j.tcam.2012.07.004.

56. Hildebrandt T, Saragusty J. 2015. Use of Ultrasonography in Wildlife Species. En: Miller E, Fowler M, eds. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. Elsevier Saunders. p.714-723
57. Hillman A, Ash A, Kristancic A, Elliot A, Lymbery A, Robertson I, Thompson A. 2017. Validation of various parasites detection tests for use in the Australian marsupials quenda (*Isoodon obesulus*) and brushtail possums (*Trichosurus vulpecula*). J Vet Diagn Invest. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 29 (1):64-75. Disponible en: <https://journals.sagepub.com/doi/10.1177/1040638716674509>. DOI: 10.1177/1040638716674509.
58. Hunter R. 2010. Interspecies allometric scaling. Handb Exp Pharmacol. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; (199):139-157. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/20204586/>. DOI: 10.1007/978-3-642-10324-7_6.
59. Ilić T, Becskei Z, Gajić B, Özvegy J, Stepanović P, Nenadović K, Dimitrijević S. 2018. Prevalence of endoparasitic infections of birds in zoo gardens in Serbia. Acta Parasitol. [Internet]. [citado el 10 de setiembre del 2021]; 63 (1):134-146. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/322612918_Prevalence_of_endoparasitic_infections_of_birds_in_zoo_gardens_in_Serbia. DOI: 10.1515/ap-2018-0015
60. Jang H, Park J, Ahmed S, Seok S, Kim H, Yeon S. 2019. Fracture Analysis of Wild Birds in South Korea. J Vet Clin 36(4): 1-4. Disponible en:

https://www.researchgate.net/publication/335927510_Fracture_Analysis_of_Wild_Birds_in_South_Korea. DOI: 10.17555/jvc.2019.08.36.4.1

61. Jani R. 2012. Health Examination and Recording of Vital Signs. En: Jani R, ed. Basics of Wildlife Health Care and Management. Delhi. Narendra Publishing House.p.96-101.
62. Kinney M, Cole G, Vaughan C, Sladky K. 2013. Physiologic and serum biochemistry values in free ranging Hoffmann's two toed (*Choloepus hoffmanni*) and brown throated three-toed (*Bradypus variegatus*) sloths immobilized using dexmedetomidine and ketamine. J Zoo Wildl Med. [citado el 16 de marzo del 2021]; 44 (3): 570-580. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24063084/>. DOI: 10.1638/2012-0040R1.1
63. Kongara K. 2017. Pharmacogenetics of opioid analgesic in dogs. J Vet Pharmacol Ther. [citado el 26 de Julio del 2021]; 41 (2): 195-204. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28892154/>. DOI: 10.1111/jvp.12452.
64. Lamont L, Grimm K. 2014. Clinical Pharmacology. En: West G, Heard D, Caulkett N, eds. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia, Second Edition. New Jersey: John Wiley & Sons Inc.p.1-41
65. Lanfranchi P, Ferroglio E, Poglayen G, Guberti V. 2003. Wildlife veterinarian, conservation and public health. Vet Res Comm [Internet]. [citado el 06 de octubre del 2020]; 27 (1):567-574. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1023%2FB%3AVERC.0000014219.29166.37>. DOI: 10.1023/B:VERC.0000014219.29166.37.

66. Li Y, Meng Q, Yang M, Liu D, Hou X, Tang L, Wang X, Lyu Y, Chen X, Liu K, Yu A, Zuo Z, Bi H. 2019. Current trends in drug metabolism and pharmacokinetics. *Acta Pharm Sin B*. [citado el 16 de marzo del 2021]; 9 (6):1113-1144. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6900561/>. DOI: 10.1016/j.apsb.2019.10.001
67. Little S, Levy J, Hartmann K, Hofmann-Lehmann R, Hosie M, Olah G, Denis K. 2020. AAFP Feline Retrovirus Testing and Management Guidelines. *J Feline Med Surg*. [Internet]. [citado el 06 de marzo del 2021]; Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31916872/>. DOI: 10.1177/1098612X19895940
68. Lloyd A, Honey B, Barnabas J, Condren M. 2014. Treatment Options and Considerations for Intestinal Helminthic Infections. *J Pharm Technol*. [Internet]. [citado el 06 de marzo del 2021]; 30 (4):130-139. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5990147/>. DOI: 10.1177/8755122514533667.
69. Loss S, Marra P. 2017. Population impacts of free-ranging domestic cats on mainland vertebrates. *Front Ecol Environ*. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021]; 15 (9):502-509. Disponible en: <https://esajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/fee.1633>. DOI: 10.1002/fee.1633
70. Maceda-Veiga A, Figuerola J, Martínez-Silvestre A, Viscor G, Ferrari N, Pacheco M. 2015. Inside the Redbox: applications of haematology in wildlife

monitoring and ecosystem health assessment. *Sci Total Environ.* [Internet]. [citado el 16 de Marzo del 2021];514:322-332. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0048969715001369>. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2015.02.004

71. Mainka SA. 2001. The veterinarian's role in biodiversity conservation. *J Zoo Wildl Med* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 32(2): 165–167. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/10722935_The_veterinarian%27s_role_in_biodiversity_conservation. DOI:10.1638/1042-7260(2001)032[0165:TVSRIB]2.0.CO;2.
72. Mattiello RJ, Boviez J, Sánchez M. 2007. El rol del veterinario en la conservación de las especies. *Revista Isondú* [Internet]. [citado el 16 de octubre del 2020]; No 2. VEAS, Argentina. Disponible en: http://www.produccion-animal.com.ar/fauna/Fauna_Argentina_general/60_rol_veterinario.pdf.
73. McClure C, Westrip J, Johnson J, Schulwitz, Virani M, Davies R, Symes A, Wheatley H, Thorstrom R, Amar A, Buij R, Jones V, Williams N, Buechley E, Butchart S. 2018. State of the world's raptors: Distributions, threats, and conservation recommendations. *Biol Conserv.* [Internet]. [citado el 13 de marzo del 2021]; 227:390-402. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0006320718305871>. DOI: 10.1016/j.biocon.2018.08.012

74. Medlin S, Deardorff E, Hanley C, Vergneau-Grosset C, Siudak-Campfield A, Dallwig R, da Rosa A, Tesh R, Martin MP, Weaver S, Vaughan C, Ramirez O, Sladky K, Paul-Murphy J. 2016. Serosurvey of selected arboviral pathogens in free-ranging, two-toed sloths (*Choloepus hoffmanni*) and three-toed sloths (*Bradypus variegatus*) in Costa Rica, 2005-07. *J Wildl Dis.* [Internet]. [citado el 13 de marzo del 2021]; 52 (4):883-892. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27479900/>. DOI: 10.7589/2015-02-040
75. Meneses-Guevara A, Bouza-Mora L. 2015. Manual de hematología y química clínica en medicina veterinaria. 1 ed. Heredia, C.R: EUNA. 261-267
76. Molina-López RA, Mañosa S, Torres-Riera A, Pomarol M, Darwich L. 2017. Morbidity, outcomes and cost-benefit analysis of wildlife rehabilitation in Catalonia (Spain). *PloS one* [Internet]. [citado el 17 de octubre del 2020]; 12 (7), e0181331. Disponible en: <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0181331>. DOI: 10.1371/journal.pone.0181331.
77. Monge-Nájera. 2018. Road kills in tropical ecosystems: a review with recommendations for mitigation and for new research. *J Trop Biol.* [Internet]. [citado el 06 de agosto del 2021]; 66 (2): 722-738. Disponible en: https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442018000200722#B5. DOI: 10.15517/rbt.v66i2.33404
78. Mora M, Napolitano C, Ortega R, Poulin E, Pizarro-Lucero J. 2015. Feline immunodeficiency virus and feline leukemia virus infection in free-ranging guignas (*Leopardus guigna*) and sympatric domestic cats in human perturbed

landscapes on Chiloé Island, Chile. *J Wildl Dis.* [Internet]. [citado el 26 de setiembre del 2021]; 51 (1): 199-208. Disponible en: <https://bioone.org/journals/journal-of-wildlife-diseases/volume-51/issue-1/2014-04-114/FELINE-IMMUNODEFICIENCY-VIRUS-AND-FELINE-LEUKEMIA-VIRUS-INFECTION-IN-FREE/10.7589/2014-04-114.short>. DOI: 10.7589/2014-04-114

79. Morales-Vallecilla C, Ramírez N, Villar D, Díaz M, Bustamante S, Ferguson D. 2019. Survey of Pain Knowledge and Analgesia in Dogs and Cats by Colombian Veterinarians. *Vet Sci.* [Internet]. [citado el 17 de marzo del 2021]; 6 (1):6. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6466334/>. DOI: 10.3390/vetsci6010006.

80. Mullineaux E. 2014. Veterinary treatment and rehabilitation of indigenous wildlife. *J Small Anim Pract* [Internet]. [citado el 05 de octubre del 2020]; 55 (6):293–300. Disponible en: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/jsap.12213>. DOI: 10.1111/jsap.12213.

81. Neves-Fernandes DR, Ribeiro-Pinto ML. 2019. Veterinarian's role in conservation medicine and animal welfare. En: Rutland CS y Kubale V, 88editors. *Veterinary anatomy and physiology.* [Internet]. London: IntechOpen; [citado el 16 de octubre del 2020]. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/331102278_Veterinarian%27s

10.5772/intechopen.84173.

82. Noack S, Chapman D, Selzer P. 2019. Anticoccidial drugs of the livestock industry. *Parasitol Res* . [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 118 (7): 2009-2026. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31152233/>. DOI: 10.1007/s00436-019-06343-5.
83. Oaks J, Meteyer C. 2012. Nonsteroidal Anti-inflammatory Drugs in Raptors. En: Miller E, Fowler M, eds. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*. Philadelphia. Saunders. p.349-355.
84. O'Connor T, Lawrence J, Andersen P, Leathers V, Workman E. 2013. Immunoassay Applications in Veterinary Diagnostics. En: Wild D, ed. *Immunoassay Applications in Veterinary Diagnostics*. Amsterdam. Elsevier. p.623-645
85. Oliveira P, Ferreira M, Silva L, Rodrigues M, Cardozo S, Berto B. 2017. Diversity and distribution of coccidia of wild birds in an Atlantic forest fragment area in southeastern Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet*. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 26 (4): 457-464. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1984-29612017000400457. DOI: 10.1590/s1984-29612017063.
86. Padda H, Niedbalski A, Tate E, Deem SL. 2018. Member perceptions of the One Health initiative at a zoological institution. *Front Vet Sci* [Internet]. [citado el 14 de octubre del 2020]; 5: 22. Disponible en:

<https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2018.00022/full>. DOI:
10.3389/fvets.2018.00022.

87. Pagany R. 2020. Wildlife-vehicle collisions- Influencing factors, data collection and research methods. *Biol Conserv.* [Internet]. [citado el 06 de agosto del 2021]; 251. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0006320720308168?via%3Dihub>. DOI: 10.1016/j.biocon.2020.108758

88. Pedersen A, Fenton A. 2015. The role of antiparasite treatment experiments in assessing the impact of parasites on wildlife. *Trends Parasitol.* [citado el 24 de Julio del 2021]; 31 (5):200-211. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1471492215000392>. DOI: 10.1016/j.pt.2015.02.004

89. PGR, Procuraduría General de la República [Internet]. 2012. Ley de Conservación de la Vida Silvestre N° 7317. Sistema Costarricense de Información Jurídica. San José (Costa Rica): Procuraduría General de la República; [actualizado el 20 de diciembre del 2012; citado el 27 de julio del 2021]. Disponible en: http://www.pgrweb.go.cr/scij/Busqueda/Normativa/Normas/nrm_texto_completo.aspx?nValor1=1&nValor2=12648

90. Piche M, Alfaro A, Jiménez-Soto M, Murcia P, Jiménez C. 2018. Caracterización molecular de dos brotes de distemper canino en animales de vida silvestre en Costa Rica. *Cienc Vet (Heredia)*. [Internet]. [citado el 26 de Setiembre del 2021]; 36 (3):38. Disponible en:

<https://www.revistas.una.ac.cr/index.php/veterinaria/article/view/12170/1692>

8. DOI:10.15359/rcv.36-3.27

91. Pinnock-Branford MV, La Cruz E, Solano K, Ramírez O. 2014. Pesticide exposure on sloths (*Bradypus variegatus* and *Choloepus hoffmanni*) in an agricultural landscape of Northeastern Costa Rica. *J Env Biol*. [citado el 14 de marzo del 2021]; 35 (1):29-34. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/260439955_Pesticide_exposure_on_sloths_Bradypus_variegatus_and_Choloepus_hoffmanni_in_an_agricultural_landscape_of_Northeastern_Costa_Rica.
92. Pires S. 2012. The illegal parrot trade: a literature review. *Global Crime*. [Internet]. [citado el 14 de marzo del 2021]; 13 (3):176-190. Disponible en: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/17440572.2012.700180>. DOI: 10.1080/17440572.2012.700180
93. Plaza-Rodríguez C, Alt K, Grobbel M, Hammerl J, Irrgang A, Szabo I, Stingl K, Schuh E, Wiehle L, Pfefferkon B, et al. 2021. Wildlife as Sentinels of Antimicrobial Resistance in Germany? *Front Vet Sci*. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2021]; 7. Disponible en: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2020.627821/full>. DOI: 10.3389/fvets.2020.627821
94. Pyke GH, Szabo JK. 2018. Conservation and the 4 Rs, which are rescue, rehabilitation, release, and research. *Conserv. Biol* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 32 (1):50–59. Disponible en:

<https://conbio.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/cobi.12937>. DOI:

10.1111/cobi.12937.

95. Radhouani H, Silva N, Poeta P, Torres C, Correia S, Igrejas G. 2014. Potential impact of antimicrobial resistance in wildlife, environment and human health. *Front Microbiol.* [citado el 20 de marzo del 2021]; 5:23. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24550896/>. DOI: 10.3389/fmicb.2014.00023.
96. Ribeiro J, Reino L, Schindler S, Strubbe D, Vall-Llosera M, Bastos Araújo M, Capinha C, Carrete M, Mazzoni S, Monteiro M, Moreira F, Rocha R, Tella J, Vaz A, Vicente J, Nuno A. 2019. Trends in legal and illegal trade of wild birds: a global assessment based on expert knowledge. *Biodivers Conserv.* [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021];28 (12):3343-3369. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/334853195_Trends_in_legal_and_illegal_trade_of_wild_birds_a_global_assessment_based_on_expert_knowledge. DOI:10.1007/s10531-019-01825-5.
97. Rodríguez-Guarín C. 2007. Cuidados trans quirúrgicos en animales silvestres. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
98. Rojas-Jiménez J. 2018. Análisis del perfil de sensibilidad a los antibióticos en aislamientos de *Escherichia coli* obtenidos a partir de heces de *Tapirus bairdii* de vida libre, y su relación con la actividad antropogénica, en zonas altas de la Cordillera de Talamanca, Costa Rica. Heredia, C.R.: Tesis (Licenciatura).

99. Romero F, Espinoza A, Sallaberry-Pincheira N, Napolitano C. 2019. A five-year retrospective study on patterns of casuistry and insights on the current status of wildlife rescue and rehabilitation centers in Chile. *Rev. Chil. De Hist. Nat.*[Internet]. [citado el 11 de octubre del 2020]; 92 (1). Disponible en: <https://revchilhistnat.biomedcentral.com/articles/10.1186/s40693-019-0086-0>. DOI: 10.1186/s40693-019-0086-0.
100. Ruiz-Cordero J. 2020. Pasantía en el Servicio de Medicina Zoológica del Hospital Veterinario de Docencia de Louisiana State University, Estados Unidos. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.
101. Sánchez-Murillo F, Arguedas R. 2021. Blood analytes of electrocuted mantled howler monkeys (*Alouatta palliata*) in the Nicoya peninsula of Costa Rica. *J Med Primatol.* [Internet]. [citado el 29 de Julio del 2021]. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/34318941/>. DOI: 10.1111/jmp.12533
102. Schenk A, Souza M. 2014. Major anthropogenic causes for and outcomes of wild animal presentation to a wildlife clinic in East Tennessee, USA, 2000-2011. *PLoS One.* [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021];9 (3):e93517. Disponible en: <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0093517>. DOI: 10.1371/journal.pone.0093517
103. Schieber M, Štrkolcová G. 2019. Prevalence of Endoparasites in Carnivores in a Zoo and Wolves Park in

Germany. Folia Vet. [Internet]. [citado el 11 de setiembre del 2021]; 63 (1):54-59. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/345463927_Prevalence_of_Endoparasites_in_Carnivores_in_a_Zoo_and_a_Wolves_Park_in_Germany. DOI: 10.2478/fv-2019-0008

104. Schulze C, Peters M, Baumgärtner W, Wohlsein P. 2016. Electrical Injuries in Animals Causes, Pathogenesis, and Morphological Findings. Vet Pathol. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021]; 53 (5):1018-1029. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/301601452_Electrical_Injuries_in_Animals_Causes_Pathogenesis_and_Morphological_Findings. DOI: 10.1177/0300985816643371

105. Secret S, Sharma A. 2016. Thoracic Radiographic Characteristics of Canine Influenza Virus in Six Dogs. Vet Radiol Ultrasound. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021];57 (5):462-466. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7169283/>. DOI:10.1111/vru.12391

106. Seguel M, Gottdenker N. 2017. The diversity and impact of hookworm infections in wildlife. Int J for Parasitol Parasites Wildl. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021]; 6 (3):177-194.

Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28765810/>. DOI: 10.1016/j.ijppaw.2017.03.007.

107. Sharma V, Mcneill J. 2009. To Scale or not to scale: the principles of dose extrapolation. Br J Pharmacol. [Internet]. [citado el 11 de setiembre del 2021]; 157 (6):907-921. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19508398/>. DOI: 10.1111/j.1476-5381.2009.00267.x.
108. Sibaja-Morales K. 2007. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Heredia, C.R.: Tesis (Licenciatura) Universidad Nacional.
109. Sleeman J, Clark E. 2003. Clinical wildlife medicine: a new paradigm for a new century. J Avian Med Surg [Internet]. [citado el 13 de octubre del 2020]; 17(1), 33-37. Disponible en: https://www-jstor-org.una.idm.oclc.org/stable/40236483?seq=1#metadata_info_tab_contents
110. Sleeman J. 2008. Use of wildlife rehabilitation centers as monitors of ecosystem health. En: Fowler ME y Miller RE, editors. Zoo and wild animal medicine. Current therapy. 6th ed. St. Louis (MO): Saunders/Elsevier. Pp. 97–104.
111. Standl T, Annecke T, Cascorbi I, Heller A, Sabashnikov A, Teske W. 2018. The Nomenclature, Definition and Distinction of Types of Shock. Dtsch Arztebl Int. [Internet]. [citado el 20 de

- julio del 2021]; 115 (45): 757-768. Disponible en:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6323133/>. DOI:
10.3238/arztebl.2018.0757
112. Sulzner K, Fiorello C, Ridgley F, Della G, Deem SL. 2020. Conservation medicine and One Health in zoos: scope, obstacles, and unrecognized potential. *Zoo Biol* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]. Disponible en:
https://www.researchgate.net/publication/344345750_Conservation_medicine_and_One_Health_in_zoos_Scope_obstacles_and_unrecognized_potential. DOI: 10.1002/zoo.21572.
113. Tabor GM. 2002. Defining conservation medicine. En: Aguirre A, Ostfeld R, Tabor G, House C y Pearl M., editores. *Conservation medicine: ecological health in practice*. New York (NY): Oxford University Press. Pp. 8-17
114. Taylor-Brown A, Booth R, Gillett A, Mealy E, Ogbourne SM, Polkinghorne A, Conroy GC. 2019. The impact of human activities on Australian wildlife. *PLoS one* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 14 (1), e0206958. Disponible en:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6344025/> DOI:
10.1371/journal.pone.0206958.
115. Tribe A, Booth R. 2003. Assessing the role of zoos in wildlife conservation. *Hum Dimens Wildl* [Internet]. [citado el 09 de octubre del 2020]; 8 (1):65–74. Disponible en:

https://www.researchgate.net/publication/43444605_Assessing_the_Role_of_Zoos_in_Wildlife_Conservation. DOI: 10.1080/10871200390180163.

116. Tryland M. 2006. Normal serum chemistry values in wild animals.2006. Vet Rec. [Internet]. [citado el 16 de Marzo del 2021];158 (6):211-212. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16474062/>. DOI: 10.1136/vr.158.6.211-b
117. Turner J, Parsi M, Badireddy M. 2021. Anemia. [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls; [citado el 26 de setiembre del 2021). Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK499994/>.
118. Van Belle S, Kulp A, Thiessen-Bock R, Garcia M, Estrada A. 2010. Observed infanticides following a male immigration event in black howler monkey, *Alouatta pigra*, at Palenque National Park, Mexico. Primates; J Primatol. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021];51 (4):279-284. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s10329-010-0207-5>. DOI: 10.1007/s10329-010-0207-5.
119. Villegas-Arguedas JC. 2019. Diversidad de aves en la zona costera de Bahía Ballena y Puerto Cortés, Costa Rica. URJ. [Internet]. [citado el 10 de marzo del 2021]; 11 (2):145-153. Disponible en: <https://revistas.uned.ac.cr/index.php/cuadernos/article/view/2302>. DOI: 10.22458/urj.v11i2.2302

120. Vitali S, Reiss A, Eden P. 2011. Conservation medicine in and through zoos. *Int Zoo Yearb* [Internet]. [citado el 10 de octubre del 2020]; 45 (1):160–167. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/229505712_Conservation_medicine_in_and_through_zoos. DOI: 10.1111/j.1748-1090.2010.00127.x.
121. Woodbury M. 2014. Euthanasia. En: West G, Heard D, Caulkett N, eds. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*, Second Edition. Iowa. John Wiley & Sons Inc. p.149-153
122. Woolley C, Hartley S. 2019. Activity of free-roaming domestic cats in an urban reserve and public perception of pet-related threats to wildlife in New Zealand. *Urban Ecosyst*. [Internet]. [citado el 11 de marzo del 2021]; 22 (6):1123-1137. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s11252-019-00886-2#Bib1>. DOI: 10.1007/s11252-019-00886-2

