

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

Pasantía en medicina y manejo de animales exóticos y silvestres en el Instituto Clodomiro Picado de la Universidad de Costa Rica, Consultas veterinarias en el Gran Área Metropolitana (Costa Rica), en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves y en el Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover (Alemania).

Modalidad: Pasantía

Trabajo Final de Graduación

Carolina Monge Morales

Campus Presbítero Benjamín Núñez
2025

TRIBUNAL EVALUADOR

| Laura Bouza Mora, M.Sc. _____

Vicedecana Facultad de Ciencias de la Salud

Enrique Cappella Molina, PhD. _____

Director Escuela de Medicina Veterinaria

Alejandra Calderón Hernández, M.Sc. _____

Tutora

Diego Campos Picado, Lic. _____

Asesor

Natalia Montero Leitón, Lic. _____

Asesora

Víctor Montenegro Hidalgo, PhD. _____

Asesor

Fecha: _____

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por el regalo de la vida y cada oportunidad que se ha abierto en mi camino.

A mi mamá, por su amor incondicional y su apoyo constante durante toda mi carrera. Su esfuerzo y sacrificio han sido el pilar que me permite enfocarme plenamente en perseguir mis sueños.

A Katherine, Lucía, Karla, Jose David, Abigail y Sara, por su amistad sincera, inspiración y apoyo incondicional durante mi formación.

A la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica, por su excelencia académica y por formar profesionales capaces de enfrentar los desafíos de la salud veterinaria con integridad y compromiso.

A la Dra. Alejandra Calderón Hernández, por su invaluable mentoría, orientación dedicada en este trabajo, y por darme la oportunidad de ser su estudiante asistente.

Al Dr. Diego Campos Picado y la Dra. Natalia Montero Leitón, por abrirme las puertas de su práctica profesional, recibirme con brazos abiertos, y compartir enseñanzas que llevaré siempre conmigo.

Al personal del serpentario del Instituto Clodomiro Picado, especialmente a Aarón Gómez Argüello y Jazmín Arias Ortega, por su acogida y generosidad al compartir su experiencia y conocimientos.

Al Dr. Víctor Manuel Montenegro y a César Pérez Salas, por su guía, por permitirme formar parte del laboratorio de parasitología y por fundamentar mis bases en el procesamiento e identificación de muestras parasitológicas.

A la Dra. Ursula Siebert, a Lotte Caecilie Striewe y al equipo del Instituto de Investigación de Animales Silvestres Terrestres y Acuáticos (ITAW), por recibirme

con calidez y hacerme partícipe de su arduo trabajo en la investigación y conservación de especies silvestres.

A Johannes Hetterich, Mona Krull, Anja Hennig, Anne Willems, Carolin Girard, Marko Legler y todo el equipo de la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, por los valiosos conocimientos de medicina de animales exóticos transmitidos.

A la Dra. Gaby Dolz y al Dr. Michael Wendt, por sus incansables esfuerzos para construir puentes académicos que permiten a estudiantes costarricenses y alemanes ampliar sus horizontes en la medicina veterinaria.

Y, finalmente, a los animales exóticos y silvestres, por ser una fuente constante de aprendizaje, asombro y respeto.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

TRIBUNAL EVALUADOR	i
AGRADECIMIENTOS	ii
ÍNDICE DE CONTENIDOS	iii
ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
RESUMEN	vii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Justificación e importancia.....	6
1.3. Objetivos	8
1.3.1. Objetivo General	8
1.3.2. Objetivos Específicos.....	9
2. METODOLOGÍA	10
2.1. Lugar de la pasantía.....	10
2.1.1. Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover	10
2.1.2. Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática (ITAW) de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover	11
2.1.3. Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica.....	12
2.1.4. Consultas veterinarias en el Gran Área Metropolitana (Costa Rica).....	13
2.2. Método de trabajo	13
2.2.1. Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover	13
2.2.2. Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática (ITAW) de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover	15
2.2.3. Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica.....	16
2.2.4. Consultas veterinarias en el Gran Área Metropolitana (Costa Rica).....	17
2.3. Bitácora	17
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	18
3.1. Manejo de serpientes venenosas en cautividad	18
3.1.1. Limpieza y recambio de recintos	18
3.1.2. Alimentación	22

3.1.3. Parámetros ambientales	25
3.1.4. Extracción de veneno.....	26
3.1.5. Nuevos ingresos	29
3.2. Acondicionamiento de recintos para serpientes en cautiverio.....	29
3.3. Técnicas de inmovilización física y química en especies silvestres y exóticas.....	31
3.3.1. Inmovilización física	31
3.3.2. Inmovilización química	36
3.4. Abordaje diagnóstico y terapéutico de enfermedades en especies exóticas.....	40
3.4.1. Recolección de anamnesis y examen objetivo general	40
3.4.2. Diagnóstico por imágenes.....	46
3.4.3. Terapéutica.....	51
3.5. Toma de muestras y necropsias en animales silvestres y exóticos.	59
3.5.1. Toma de muestras	59
3.5.2. Necropsias.....	67
4. CONCLUSIONES	77
5. RECOMENDACIONES.....	78
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	79
7. ANEXOS	113

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. <i>Medicamentos utilizados para la inmovilización química de mascotas exóticas durante la pasantía en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Universidad de Medicina Veterinaria de Hannover.</i>	36
Cuadro 2. <i>Sistemas afectados y principales hallazgos mediante técnicas de imagen diagnóstica en pacientes evaluados en el Gran Área Metropolitana.</i>	46
Cuadro 3. <i>Distribución y propósitos de las cirugías realizadas durante la pasantía en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Universidad de Medicina Veterinaria de Hannover.</i>	55
Cuadro 4. <i>Distribución y propósito de las cirugías realizadas en el Gran Área Metropolitana.</i>	57
Cuadro 5. <i>Sitio de toma de muestras sanguíneas observados en las diversas especies y materiales utilizados en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Universidad de Medicina Veterinaria de Hannover.</i>	59
Cuadro 6. <i>Distribución de muestras fecales de serpientes positivas y tipos de parásitos analizados en el Laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional de Costa Rica.</i>	63

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Distribución porcentual de participaciones en el recambio de recintos por especie de serpiente durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica.....</i>	19
Figura 2. <i>Distribución porcentual por especie de serpiente de los individuos manipulados con gancho herpetológico durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica.</i>	21
Figura 3. <i>Distribución porcentual del número de alimentaciones realizadas por especie de serpiente durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica.....</i>	23
Figura 4. <i>Sujeción de un conejo para la realización de la examinación general en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana.....</i>	31
Figura 5. <i>Sujeción de una lora (Amazona autumnalis) para la realización de la examinación general en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana.....</i>	33
Figura 6. <i>Distribución por orden taxonómico de las 30 mascotas atendidas en el Gran Área Metropolitana.....</i>	40
Figura 7. <i>Distribución de recomendaciones de manejo según grupo taxonómico y tipo de recomendaciones aplicadas en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana. .</i>	41
Figura 8. <i>Distribución de necropsias por especie durante la pasantía en el Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática de la Universidad de Medicina Veterinaria de Hannover.....</i>	67

RESUMEN

Se llevó a cabo una pasantía en medicina y manejo de animales silvestres y exóticos en cuatro escenarios: el Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica, la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, el Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática (ITAW) en Alemania, y en consultas privadas de animales exóticos en la Gran Área Metropolitana (GAM) bajo la supervisión del Dr. Diego Campos Picado. Estas experiencias, desarrolladas entre febrero y octubre de 2023, sumaron 1020 horas de formación práctica.

En el ICP se adquirió experiencia en el manejo seguro de serpientes venenosas en cautiverio, manipulando con gancho herpetológico a 51 individuos de seis especies, participando en la limpieza de recintos, alimentación y observando extracciones de veneno. También se realizaron necropsias para identificar causas de muerte y registrar hallazgos relevantes. En Hannover, se trabajó con 22 especies de mascotas exóticas, participando en consultas, 16 procedimientos quirúrgicos y el uso de técnicas de diagnóstico por imagen. En el ITAW, se llevaron a cabo necropsias en 26 individuos, y se monitorearon 164 anfibios durante cinco giras de campo para detectar hongos patógenos. En la GAM, se colaboró en 30 casos clínicos, que incluyeron seis procedimientos quirúrgicos y el uso de imágenes diagnósticas, además de anamnesis detalladas que identificaron errores en dieta y manejo, generando recomendaciones para mejorar el bienestar de los pacientes.

A través de estas experiencias, se desarrollaron habilidades en manejo de animales en cautiverio, ejecución de necropsias, toma de muestras, técnicas de inmovilización y abordaje diagnóstico y terapéutico en especies silvestres y exóticas.

Palabras clave: Animales exóticos, serpientes, manejo, diagnóstico, necropsias

ABSTRACT

An internship in medicine and management of wildlife and exotic animals was conducted in four settings: the Clodomiro Picado Institute (ICP) at the University of Costa Rica, the Clinic for Exotic Pets, Reptiles, and Birds at the University of Veterinary Medicine Hannover, the Institute of Terrestrial and Aquatic Wildlife Research (ITAW) in Germany, and private consultations for exotic animals in the Greater Metropolitan Area (GAM) under the supervision of Dr. Diego Campos Picado. These experiences, carried out between February and October 2023, totaled 1,020 hours of practical training.

At the ICP, experience was gained in the safe handling of venomous snakes in captivity, including the use of a snake hook to manipulate 51 individuals from six species, participating in enclosure cleaning, feeding, and observing venom extraction. Necropsies were also performed to identify causes of death and record relevant findings. In Hannover, 22 exotic pet species were treated, participating in consultations, 16 surgical procedures, and the use of diagnostic imaging techniques. At the ITAW, necropsies were performed on 26 individuals, mainly seals and amphibians, and 164 amphibians were monitored during five field trips to detect pathogenic fungi. In the GAM, 30 clinical cases were addressed, including six surgical procedures and the use of diagnostic imaging, as well as conducting detailed anamneses to identify errors in diet and management, providing recommendations to improve patient welfare.

Through these experiences, skills were developed in the management of captive animals, the execution of necropsies, sample collection, immobilization techniques, and diagnostic and therapeutic approaches in wildlife and exotic species.

Keywords: Exotic animals, snakes, diagnosis, husbandry, necropsies.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Costa Rica posee una herpetofauna muy diversa y se reconoce que alberga 245 especies de reptiles, de las cuales 141 corresponden al suborden Serpentes. Este suborden se conforma a su vez de 11 familias, de las cuales dos, Elapidae y Viperidae, contienen especies que producen veneno peligroso para el ser humano y otras especies (Leenders 2019).

Anualmente, en Costa Rica, suceden entre 500 a 600 accidentes ofídicos en humanos. El envenenamiento también es un problema notable a nivel de la salud de animales domésticos y de producción. Existen reportes de distintas veterinarias del país que han atendido pacientes mordidos por serpientes y catalogado un importante porcentaje de ellos como casos moderados a severos. Las especies afectadas más reportadas tienden a ser caninos, seguidos por bovinos y equinos (Fernández-Abarca 2007; Sasa et al. 2019)

En vista de la problemática de salud pública y animal que esto representa, se despierta la necesidad de estudiar el mecanismo de las toxinas producidas por estas especies, así como de desarrollar sueros antiofídicos para tratar estos casos. Por este motivo, en 1966, se desarrolló el Programa Nacional de Sueros Antiofídicos y posteriormente, en abril de 1970, se creó el Instituto Clodomiro Picado (ICP). En la actualidad el ICP produce sueros antiofídicos que son distribuidos a los diferentes centros médicos del país y a otras regiones del mundo (Sasa et al. 2019).

Los animales de estudio del ICP se encuentran en cautiverio, lo cual se define, según la Ley de Conservación de Vida Silvestre No. 7317, como “privación de la libertad de animales silvestres provenientes del medio acuático y terrestre que viven bajo el cuidado del ser humano”. Una especie en cautiverio trae consigo una gran responsabilidad, por lo que se debe trabajar bajo la dirección de profesionales, entre ellos el médico veterinario, que garanticen el bienestar animal y las condiciones de vida adecuadas para la especie (Kirkwood 2003).

Para poder velar por el bienestar animal, el médico veterinario debe tener un conocimiento amplio de las particularidades de la especie. En el caso de las serpientes, es especialmente significativa la consideración de la cantidad de temperatura, luz y humedad que reciben los animales, así como el tipo de comida que se les administra (Santos et al. 2021). De igual manera, se debe conocer el comportamiento normal de las especies y saber identificar los signos de su alteración y la relación que tienen con posibles factores de estrés o enfermedad (Silvestre 2014; Warwick et al. 2019).

También resulta indispensable manejar un programa de medicina preventiva para reducir el riesgo de introducción de enfermedades que supone la entrada de un nuevo individuo a la colección. Para ello se debe respetar un período de cuarentena con el fin de determinar si el individuo no representa un riesgo bioinfeccioso para los demás animales. Otras prácticas de medicina preventiva incluyen limpiezas y desinfecciones rutinarias, el uso de vestimenta apropiada y exámenes de rutina realizados por un médico experimentado para la identificación y tratamiento oportunos de las enfermedades (Pasmans et al. 2008).

Las serpientes de centros como el ICP son sometidas a manipulación humana con frecuencia y por diferentes motivos, desde la necesidad de traslado de un espacio a otro, hasta con fines de investigación o extracción de veneno. El manejo requiere de técnicas que permitan lograr el objetivo sin amenazar el bienestar animal y resguardando la seguridad del operador. La experiencia por parte de los manipuladores juega un rol significativo, tal como el uso de equipo especializado como el gancho herpetológico, tubo de contención y guantes (Smith 2005; Lock 2008; Santos et al. 2021). En varias ocasiones se puede requerir del uso de anestésicos para examinar con mayor detenimiento al animal o en caso de considerar necesario un procedimiento quirúrgico (Lock 2008; Grego et al. 2021).

Los centros que manejan fauna en cautiverio precisan del conocimiento del médico veterinario para realizar labores como necropsias con el fin de determinar causas de muerte, proponer soluciones para prevenir futuras pérdidas y aportar al conocimiento e investigación de enfermedades. Dicho profesional está autorizado para realizar procedimientos médicos como las cirugías y la prescripción de tratamientos farmacológicos. Todo lo anterior requiere de un vasto dominio de la anatomía, fisiología y enfermedades comunes en estas especies (Terrell y Stacy 2007; Grego et al. 2021).

Las necropsias son una herramienta beneficiosa en diversos contextos a parte del cautiverio. Es un procedimiento que los médicos veterinarios dedicados al área de conservación de vida silvestre también utilizan, dado que a través de la examinación de cadáveres silvestres se puede obtener información valiosa sobre su particular anatomía, dieta y hábitat, así como determinar los riesgos de

enfermedad y causas de morbilidad y mortalidad que enfrentan las poblaciones de estudio (Garcês y Pires 2020).

Para obtener una imagen más completa del estado de salud de las poblaciones y de las amenazas, tanto infecciosas como no infecciosas, que las afectan, generalmente se requiere combinar los esfuerzos de análisis postmortem con la investigación a campo (Koenig 2006). Este último enfoque demanda un profundo conocimiento en la biología de la especie, la epidemiología de la enfermedad, así como de habilidades en las técnicas de inmovilización y toma de muestra ajustadas a la especie. Esto permite planificar y operar de forma eficiente sin alterar el bienestar y salud del animal a muestrear (Nusser et al. 2008; Silvy et al. 2020).

Aunado a la condición silvestre y de cautividad, existen animales silvestres que han sufrido un proceso de mascotización en hogares costarricenses (Drews 2001). Cuando este tipo de animales se enferman, los propietarios tienden a acudir a un médico veterinario que esté capacitado en la atención de animales exóticos. La definición de una mascota exótica no está conformada únicamente de animales de origen silvestre, la Asociación Veterinaria Británica (BVA) utiliza el término de “animal de compañía no convencional”, este concepto es amplio e incluye “aquellos animales que tradicionalmente no se tienen como mascotas y donde los conocimientos y recursos apropiados para cuidarlos y satisfacer sus necesidades de bienestar requieren un mayor desarrollo o no son de fácil acceso en el punto de la venta” (BVA 2019).

La tenencia de mascotas no convencionales es una práctica e interés humano que ha adquirido mayor fuerza a partir del siglo XX (Mitchell 2009). En

Costa Rica parece ser una práctica común, ya que para el 2001, una de cada cuatro familias costarricenses tenía un animal silvestre como mascota, siendo la mayoría aves, principalmente del grupo de los psitácidos, seguidas por reptiles (Drews 2001).

A pesar de que el país carece de reportes, encuestas realizadas en Estados Unidos indican que la tenencia de animales exóticos está muy lejos de ir en descenso, más bien ha presentado un auge en los últimos años, con más de un 13% de hogares que cuentan con una mascota exótica (AVMA 2018). Esto supone una mayor demanda de profesionales con entrenamiento y educación continua para brindar una atención especializada (Fiskett 2005).

Dado que estas especies son poco convencionales, una problemática común radica en que los propietarios adquieren una mascota exótica sin conocer a fondo el manejo particular que esta requiere, aumentando el riesgo de la ocurrencia de enfermedades o situaciones que son prevenibles en un principio (por ejemplo, las inducidas por errores de manejo) y que suelen terminar en muchos de los casos en condiciones crónicas. El médico veterinario de especies exóticas atiende de forma habitual estos casos, por lo que debe conocer la biología y los padecimientos de estos animales, para identificarlos, tratarlos y educar al propietario (Cannon 2003; Fiskett 2005; Brown y Nye 2006; Wilkinson 2015b).

Al igual que sucede con la medicina de especies menores, el médico veterinario de mascotas no convencionales realiza chequeos de rutina y medicina preventiva con relativa frecuencia (Welle 2011; Dehn y Worrell 2018). Además, tiene una constante responsabilidad de educarse sobre los riesgos zoonóticos y la creciente evidencia acerca de los tratamientos eficaces y disponibles para las diferentes especies (Mayer y Martin 2005; Souza 2011). Con respecto a las cirugías,

puede enfrentarse a procedimientos terapéuticos y de emergencia en cualquier momento y cada vez existen más reportes con opciones de procedimientos electivos que pueden efectuarse (Richardson y Flecknell 2006; Capello 2011).

La medicina veterinaria de animales exóticos es un mercado en crecimiento debido al aumento de propietarios con compromiso afectivo hacia su mascota que están en busca de un servicio especializado, lo cual abre las puertas para financiar procedimientos diagnósticos y terapéuticos como lo son las imágenes diagnósticas, exámenes de laboratorio y cirugías. Esto impulsa al profesional veterinario que desea dedicarse a esta rama de la medicina a ofrecer estas opciones y capacitarse en ellas (Fiskett 2005; Mayer y Martin 2005; Romeijer et al. 2016).

1.2. Justificación e importancia

Los médicos veterinarios especializados en fauna silvestre y exótica tienen un desafío mayor en comparación con aquellos que practican en especies domésticas, dado que existe una limitación de información referente a la biología, farmacología y medicina en general disponible en la literatura. Aunado a esto, existen grupos taxonómicos que son menos investigados que otros. Esto se vuelve un obstáculo que a la vez representa una oportunidad para que nuevos profesionales se dediquen a estas ramas con el fin de colaborar en la generación de conocimiento, investigaciones y reportes clínicos (Mayer y Martin 2005; Redrobe 2008).

El entrenamiento sobre animales exóticos y silvestres que incluyen los planes curriculares de las instituciones nacionales que ofrecen el grado de Licenciatura en Medicina Veterinaria, no es equiparable con la práctica que recibe un estudiante con respecto a las especies domésticas y de producción. Basándose

en esta premisa, resulta necesario que el estudiante que desee incorporarse en estas áreas refuerce y expanda las bases recibidas durante la carrera mediante prácticas externas como lo son las pasantías, internados y residencias (Mayer y Martin 2005; Aguirre 2009).

Se seleccionó la pasantía como modalidad de trabajo final de graduación debido a que brinda experiencia práctica, así como la oportunidad de familiarizarse con las funciones que el médico veterinario desempeña a diario. A través de ella se puede estar de cerca en el manejo y toma de decisiones de casos clínicos. También permite aprender bajo la tutela de profesionales y personal con amplia experiencia y con disposición a transmitir su conocimiento adquirido. La convergencia de todos estos elementos en una pasantía genera un ambiente beneficioso para la preparación del estudiante en su trayectoria profesional (Campos-Picado 2019; García-Dobles 2022).

Manejar una especie venenosa supone un gran riesgo para el personal, inclusive su vida está en juego; por lo tanto, es imperativo que las personas que aspiran trabajar con un animal de estos, como es el caso de la pasante, adquieran conocimientos y experiencia en los principios básicos de manejo para así resguardar simultáneamente la seguridad del operario y la del animal (Smith 2005). El ICP cuenta con una vasta colección y con personal altamente capacitado, lo que lo convierte en un lugar ideal para realizar una pasantía en el manejo de estas especies.

Los médicos de animales exóticos tienen un reto similar en cuanto a la necesidad de capacitación, ya que atienden una gran variedad de especies y cada una de ellas tiene requerimientos distintos para asegurar su bienestar (Brown y Nye

2006). Para poder adquirirla, resulta de mucha utilidad asistir de cerca a profesionales con experiencia en la medicina de estas especies (Maas 2006). Tal es el caso del Dr. Diego Campos, quien atiende una gran variedad de mascotas no convencionales en su práctica privada y en distintos centros veterinarios del Gran Área Metropolitana de nuestro país que solicitan de su experticia.

Explorar la medicina veterinaria a través de la experiencia clínica e investigativa en la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover (Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover) se considera como un valioso complemento a los conocimientos adquiridos a nivel nacional. Esta oportunidad ofrece el potencial de proporcionar a la estudiante una perspectiva única, permitiéndole expandir sus conocimientos y adentrarse en las particularidades de la medicina en animales exóticos y silvestres en un entorno internacional reconocido por su calidad en el campo veterinario (TiHo 2023).

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo General

Fortalecer los conocimientos prácticos en el manejo de serpientes en cautiverio, medicina de mascotas exóticas e investigación en animales silvestres mediante una pasantía en el Instituto Clodomiro Picado de la Universidad de Costa Rica, con el Dr. Diego Campos Picado dedicado a mascotas exóticas, en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves e Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover.

1.3.2. Objetivos Específicos

1.3.2.1. Generar destrezas en el manejo de serpientes venenosas en cautividad destinadas a la investigación y a la producción de suero antiofídico.

1.3.2.2. Profundizar en los conocimientos acerca del acondicionamiento de recintos para serpientes en cautiverio.

1.3.2.3. Aprender sobre técnicas de inmovilización física y química en especies silvestres y exóticas.

1.3.2.4. Desarrollar experiencia en el abordaje diagnóstico y terapéutico de enfermedades en especies exóticas.

1.3.2.5. Conocer y aplicar las técnicas de toma de muestras y necropsias en animales silvestres y exóticos.

2. METODOLOGÍA

2.1. Lugar de la pasantía

La pasantía abarcó experiencias tanto en Alemania como en Costa Rica. En Alemania, se tuvo la oportunidad de trabajar en dos instituciones distintas. Inicialmente, se colaboró en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover. Posteriormente se amplió la experiencia en el Instituto de Investigación de Vida Silvestre y Acuática (ITAW) de la misma universidad. En Costa Rica, la participación abarcó tanto el serpentario del Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica como la colaboración en la prestación de servicios veterinarios para consultas de animales exóticos junto al Dr. Diego Campos Picado, atendidas en el Gran Área Metropolitana del país.

2.1.1. Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover

La clínica fue fundada en 2009 con el propósito de brindar atención especializada a especies exóticas. Está compuesta por tres departamentos: mascotas (centrado en pequeños mamíferos), reptiles y aves. Cada departamento cuenta con tres salas de tratamiento: una destinada a pacientes internados que pertenecen a un cliente, otra para animales con enfermedades infectocontagiosas, y la última para animales silvestres. En cada departamento, el personal veterinario está altamente capacitado y especializado en el cuidado de los animales correspondientes a su área específica.

La clínica cuenta con instalaciones avanzadas, incluyendo dos salas de rayos X, dos salas de ultrasonido y un cuarto de laboratorio donde se procesan principalmente muestras fecales y otras que requieren análisis microscópico. Para diagnósticos más avanzados, cuentan con máquinas de tomografía computarizada proporcionadas por el departamento especializado en imágenes diagnósticas de la clínica de pequeñas especies.

Además, disponen de dos quirófanos: uno destinado a cirugías de aves y el segundo para cirugías de pequeños mamíferos y reptiles. Cada sala de cirugía se encuentra completamente equipada con su propia máquina de anestesia, equipo de monitoreo e instrumental quirúrgico necesario. En línea con su misión educativa, cuentan con una sala para realizar necropsias y talleres prácticos en cadáveres para los estudiantes, así como una sala de estudio y un auditorio donde se discuten artículos actuales y relevantes en medicina de exóticos junto con casos interesantes atendidos recientemente en la clínica.

2.1.2. Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática (ITAW) de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover

Establecido en 2011, ITAW está integrado por un equipo interdisciplinario de investigadores con el objetivo de abordar diversas problemáticas, tanto infecciosas como no infecciosas, que afectan a las especies silvestres desde distintos enfoques de investigación. Actualmente opera en dos sedes investigativas, siendo la sede Büsum, Schleswig-Holstein, donde se llevó a cabo la pasantía.

Esta sede destaca por su investigación en animales acuáticos como focas, marsopas, delfines, nutrias, y ballenas como el cachalote y rorcual minke. Aunque su enfoque principal abarca las especies presentes en el mar Norte y Báltico, la

investigación se extiende a otros entornos marinos. Este instituto recopila valiosa información a través de análisis postmortem de cadáveres, complementada con las investigaciones realizadas a campo.

La sede en Büsum dispone de un laboratorio con equipos e instrumental utilizados en las diferentes aristas de investigación; por ejemplo, máquinas para procesamiento de muestras hematológicas, termociclador, micrótopo, cámaras de flujo laminar, equipo de microscopía, entre otros. Además, cuenta con una sala diseñada exclusivamente para la realización de necropsias, las cuales se llevan a cabo de forma rutinaria.

2.1.3. Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica

El serpentario del Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica, ubicado en Coronado, San José, Costa Rica, alberga 13 especies distintas y un total de 452 individuos (Anexo 1). Estos ejemplares son manejados en recintos individuales bajo condiciones ambientales controladas, agrupándolos en estantes y diferentes cuartos de acuerdo con su taxonomía y preferencias climáticas.

Un cuarto específico se destina a la cuarentena, donde los animales de primer ingreso son mantenidos por un período mínimo de 90 días antes de incorporarse a la colección. Asimismo, se cuenta con un espacio exclusivo para procedimientos médicos veterinarios, el cual está equipado con recintos propios, herramientas para manipulación herpetológica, máquina de anestesia, suministros médicos, medicamentos, una mesa de trabajo de acero inoxidable e instrumental quirúrgico.

Dado el enfoque investigativo y la producción de suero antiofídico del instituto, el serpentario dispone de acceso al equipo necesario para análisis clínicos, microscopía y preparación de muestras histológicas.

2.1.4. Consultas veterinarias en el Gran Área Metropolitana (Costa Rica)

Se brindó asistencia al Dr. Diego Campos Picado en sus visitas a distintas clínicas veterinarias del Gran Área Metropolitana, donde sus servicios fueron solicitados para la atención casos de animales exóticos. Además, se le acompañó en desplazamientos a diversos hogares dentro de la misma área, donde su experiencia era igualmente necesaria para atender este tipo de casos.

Los centros veterinarios visitados fueron: “Hospital PETS+ San Antonio”, “INVET diagnóstico”, “Hospital Veterinario AGROMEDICA” y “Pet Shop 2 Go”. Todos cuentan con áreas dedicadas para la realización de consultas, imágenes diagnósticas y procedimientos quirúrgicos. Además, el Dr. Campos, que cuenta con equipo especializado, medicamentos e instrumental quirúrgico para la atención de pacientes exóticos, moviliza estos recursos según sea necesario en su práctica profesional.

2.2. Método de trabajo

2.2.1. Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover

La pasantía consistió en una rotación a través de los tres departamentos. Las primeras tres semanas se llevaron a cabo en el departamento de aves,

seguidas por tres semanas en el departamento de pequeños mamíferos y, finalmente, las últimas dos semanas se dedicaron al departamento de reptiles. El horario de asistencia para la pasante se programó para los días entre semana de 8:00 am a 5:00 pm.

La rotación en el departamento de aves consistió en colaborar con la medicación y alimentación asistida de las aves silvestres ingresadas, tanto por las mañanas como por las tardes. Además, se asistió a los doctores durante las consultas, la toma de muestras, el procesamiento de muestras fecales y la realización de imágenes diagnósticas. En casos de cirugía, la responsabilidad del estudiante incluyó asistir en la preparación del paciente previo a la cirugía y mantenerse presente durante el procedimiento quirúrgico.

Se llevaron a cabo tareas similares en los departamentos de pequeños mamíferos y reptiles. Sin embargo, debido a la alta casuística del departamento de pequeños mamíferos, al estudiante se le confirió una mayor responsabilidad en la medicación y alimentación diaria de los animales internados, tanto de origen silvestre como mascotas. Adicionalmente se brindó asistencia en las correcciones dentales y se cuidó de los animales en recuperación de anestesia.

Durante todo el período de la pasantía, se pudo participar en necropsias, talleres prácticos y seminarios preparados para los estudiantes del año práctico de la universidad que rotaron en ese período. Dadas las experiencias vividas en dicha pasantía y considerando la particularidad de ser llevada a cabo en un entorno con ocasional brecha lingüística, se optó por reflejar todos los aprendizajes obtenidos de una forma predominantemente cualitativa a través de un análisis descriptivo.

2.2.2. Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática (ITAW) de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover

Durante la estadía en el instituto se formó parte del equipo de necropsias en los días destinados para su realización, los cuales se determinaban semanalmente según el número de animales. La colaboración consistió en la preparación de instrumental, asistencia en la toma y etiquetado de muestras, tomar nota de las medidas y los hallazgos en los protocolos de necropsia, sin dejar de lado la oportunidad de participar en la disección de una parte del grupo de cadáveres por sesión de necropsia.

En los días donde no se realizaban necropsias, las tareas de la estudiante se determinaron según su interés y los proyectos de investigación que estaban en marcha durante el periodo de la pasantía. Las tareas variaron según el proyecto: 1) se colaboró principalmente en la clasificación de parásitos pulmonares de la foca común, 2) en la creación de una colección de referencia esquelética de anfibios para el análisis dietario de la nutria europea y 3) en la disección de anfibios hallados muertos en la zona para la colecta y análisis de la carga de parásitos respiratorios y gastrointestinales.

También se tuvo la oportunidad de participar en las giras a campo de un proyecto de investigación (en la vigilancia del hongo *Batrachochytrium dendrobatidis* y *Batrachochytrium salamandrivorans* en los anfibios de la zona), donde la colaboración se centró en la preparación del material y en la asistencia durante la toma de muestras. El horario de trabajo era flexible, ya que las fechas de las giras se establecieron basándose en condiciones climáticas y horarios idóneos para la toma de muestras.

2.2.3. Instituto Clodomiro Picado (ICP) de la Universidad de Costa Rica

La pasantía en el ICP se llevó a cabo en jornada laboral, los días entre semana. En ese período la estudiante participó de forma activa en la limpieza y recambio rutinario de recintos, así como en la alimentación de serpientes. Durante el recambio, se tuvo la oportunidad de manejar con gancho herpetológico a los individuos bajo la supervisión del personal del serpentario. También se trabajó de cerca con la Dra. Natalia Montero en sus funciones médicas, asistiendo en los exámenes físicos, cirugías y medicación de los animales.

Debido al riesgo que supone el manejo de estas especies, su manipulación no debe ser indiscriminada, sino que debe realizarse exclusivamente cuando sea requerido, por lo que el número de animales por manipular es limitado comparado a otras especies; sin embargo, se aprovechó cada oportunidad de manipulación y recambio de recintos para obtener muestras de heces frescas con el propósito de analizarlas y reportar los hallazgos al serpentario.

El análisis de heces se efectuó en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional. Se designó un día a la semana para el análisis de heces basándose en la disponibilidad del laboratorio y se trasladaron las muestras refrigeradas en una hielera, siendo cada una rotulada con el número de identificación de individuo, especie, cuarto y fecha de muestreo. Se realizó el método de flotación de Sheather en la mayoría de las muestras y se ajustó a un Sheather modificado en las especies de género *Micrurus*, debido a la cantidad limitada de heces que producen las especies por deposición.

A los decesos sucedidos durante el período de la pasantía se les realizó la respectiva necropsia, participando activamente en la disección de todos los individuos. Se desarrolló un formulario con base en las recomendaciones de Stacy

(2021) para anotar los hallazgos de cada necropsia de forma sistematizada y reproducible y así obtener reportes con la información básica de cada individuo, su anamnesis y los hallazgos postmortem más relevantes (Anexo 2).

2.2.4. Consultas veterinarias en el Gran Área Metropolitana (Costa Rica)

Se trabajó de la mano con el Dr. Diego Campos en su práctica de medicina de mascotas exóticas. El horario de la pasantía se determinaba conforme surgían las consultas. En cada caso clínico se tuvo la oportunidad de asistir al doctor durante el abordaje y de participar en la discusión de casos y toma de decisiones.

Durante las consultas se tomó nota de la información brindada durante la anamnesis y la pasante estuvo encargada de la restricción física de los pacientes para su examinación física. También se asistió durante la toma de muestras, imágenes diagnósticas y aplicación de tratamientos. En casos que requirieron cirugía o sedación, se asistió en el monitoreo del paciente anestesiado o en el procedimiento quirúrgico a realizar según fuera necesario.

2.3. Bitácora

Durante la pasantía en Alemania se completó una bitácora donde se describen las actividades realizadas por la estudiante. En el caso de la pasantía en Costa Rica, también se registraron las actividades realizadas en el ICP y en la práctica de animales exóticos, incluyendo información detallada sobre las consultas, hallazgos en las valoraciones físicas, sujeción física y química, métodos diagnósticos utilizados, tratamientos instaurados y procedimientos quirúrgicos.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados y la discusión de la pasantía se presentan en función del cumplimiento de los objetivos establecidos al inicio de la experiencia con el fin de mostrar cómo cada actividad contribuye al desarrollo de las competencias propuestas. En este apartado se abordan los aprendizajes clave y las habilidades adquiridas por la estudiante, destacando los aspectos de mayor impacto en la formación profesional y en la comprensión de las prácticas clínicas observadas.

3.1. Manejo de serpientes venenosas en cautividad

3.1.1. Limpieza y recambio de recintos

Durante la pasantía en el ICP, se participó en el recambio y limpieza de un total de 183 recintos. La mayor atención se otorgó a las especies *Crotalus simus* (60 individuos) y *Micrurus nigrocinctus* (52 individuos), seguido por *Bothriechis lateralis* y *Atropoides picadoi* (25 individuos de cada uno). La atención de estas especies se debió a la asignación de su cuidado por la doctora, quien lideró estas tareas (Figura 1).

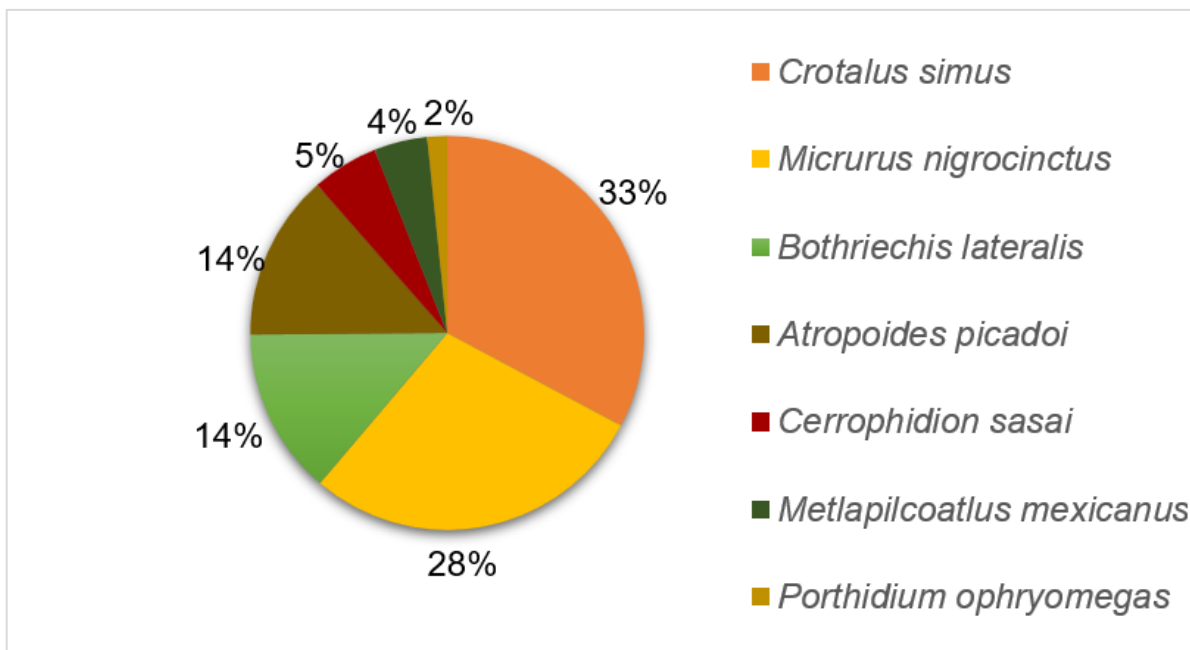


Figura 1. Distribución porcentual de 183 participaciones en el recambio de recintos por especie de serpiente durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica del 07 de junio al 21 de julio 2023.

El proceso de recambio consistía en trasladar al animal desde su recinto individual, utilizando ganchos herpetológicos, hacia una caja de transporte con el fin de limpiar el recinto y, finalmente, regresarlo a su recinto original. En caso de que se considerara necesaria una limpieza más exhaustiva y desinfección, se movilizaba al animal a otro recinto previamente desinfectado. Las limpiezas se llevaban a cabo en el mismo cuarto, dado que cada uno cuenta con su propio lavabo e implementos de limpieza.

Durante el proceso, se aprovechaba la oportunidad para evaluar a cada animal de manera integral, observando su comportamiento, respiración, posición y apariencia de sus escamas. Esta práctica permite detectar anomalías como primera instancia, ya que ciertas condiciones, como afecciones neurológicas o de comportamiento, podrían pasar por alto si las exámenes se limitan a los

momentos de restricción física y química (Haberfield et al. 2015). Cualquier anomalía identificada se registraba y quedaba como pendiente para una futura examinación más detallada.

Mantener una higiene adecuada en este tipo de colecciones es una práctica fundamental de medicina preventiva, ya que evita la propagación de enfermedades y la proliferación de agentes infecciosos. La correcta higiene implica tanto la limpieza como la desinfección, ya que ambas son indispensables para reducir al máximo las diversas amenazas bioinfecciosas que pueden afectar a las serpientes (Slomka-McFarland 2006).

Aprovechando las ocasiones de recambio, se tuvo la oportunidad de manipular con gancho herpetológico a un total de 51 individuos pertenecientes a seis distintas especies (Figura 2).

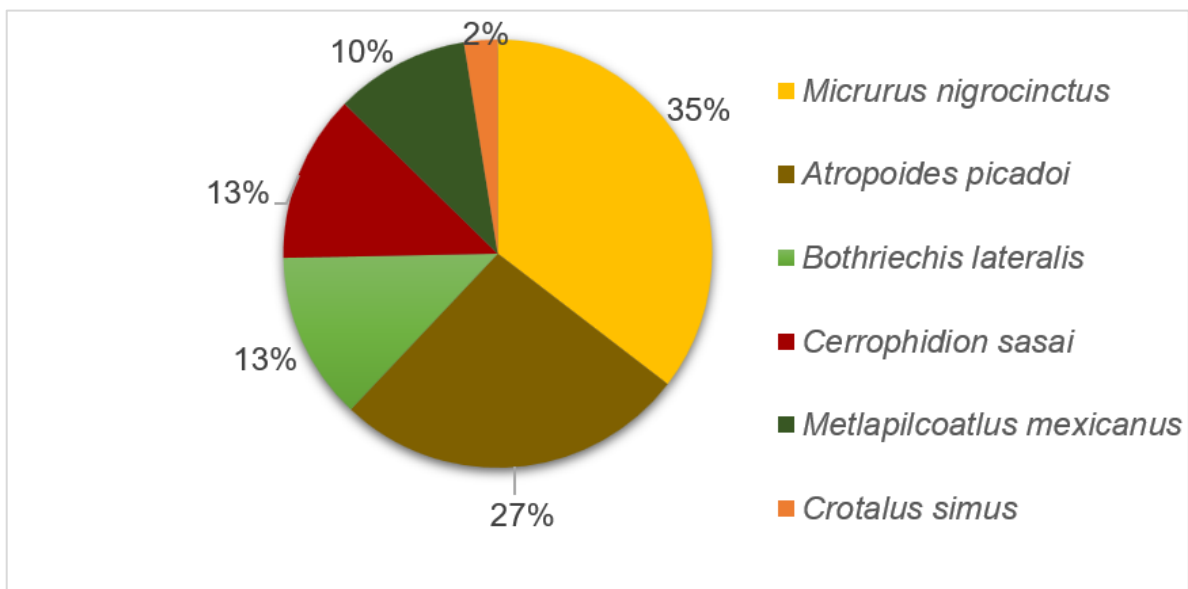


Figura 2. Distribución porcentual por especie de serpiente de los 51 individuos manipulados con gancho herpetológico durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica del 07 de junio al 21 de julio 2023.

Todas las manipulaciones se llevaron a cabo bajo la supervisión del personal. Inicialmente, se comenzó con las especies *M. nigrocinctus* y *B. lateralis*, ya que no representan un mayor desafío para un principiante en cuanto a la fuerza necesaria a soportar en el gancho herpetológico. A pesar de que se considera que estas especies tienen un alcance de ataque más limitado en comparación con otras de la colección debido a su diferencia de longitud, la valoración de su comportamiento impredecible, potencial venenoso y actitud defensiva demandó trabajar con la misma cautela (Smith 2005; Sasa et al. 2019).

Antes de realizar la manipulación se posiciona el recinto en el extremo contrario a la salida del cuarto, ya que el operario necesita estar de ese lado para tener acceso a la salida en caso de emergencia. Se procedía a abrir el recinto donde el animal iba a ser trasladado y luego se seleccionaba el gancho herpetológico a utilizar con base en el peso del individuo y su alcance de ataque (Lock 2008). Cada cuarto en el serpentario cuenta con su propio equipo ajustado a las necesidades de las especies que alberga y con el fin de evitar la diseminación de patógenos entre cuartos (Fry et al. 2015).

La manipulación implicó insertar el gancho entre el tercio craneal y medio, cerca del centro de gravedad del animal. Se procedía a elevar al individuo con determinación, induciendo a mantener su equilibrio. Luego, de manera continua y sin vacilación, se colocaba suavemente a la serpiente en el nuevo recinto (Lock 2008). La fuerza se centró en el brazo y antebrazo, evitando presión en la muñeca para garantizar la estabilidad del procedimiento.

La diversidad de especies manipuladas revela una importante variedad de práctica, aunque los principios y cuidados de la manipulación con gancho herpetológico se mantienen constantes entre especies. Es importante destacar que,

por decisión del personal del serpentario, la práctica fue limitada en el caso de *C. simus* y se prohibió en el caso de la serpiente terciopelo (*Bothrops asper*). La decisión se fundamenta en el tamaño promedio de estas especies, ya que ejercen un mayor peso en el gancho que podría comprometer la estabilidad, aumentando el riesgo de una mordedura. Además, el comportamiento de *B. asper* le ha otorgado una reputación como más irritable, agresiva e inclinada a morder en comparación con otras especies (Sasa 2009).

El nivel de experiencia del personal en el manejo de serpientes venenosas es crucial para determinar el riesgo de una mordedura (Fry et al. 2015). Aunque la pericia en la manipulación obtenida durante esta pasantía fue valiosa, se requiere un entrenamiento más exhaustivo para enfrentar situaciones más complejas relacionadas con estas especies. Algunos expertos sugieren la necesidad de comenzar con el manejo de especies no venenosas, incluso hasta por 5 años, antes de emprender el entrenamiento con serpientes venenosas (Smith 2005; Fry et al. 2015).

3.1.2. Alimentación

Se participó en la alimentación de tres especies, realizando un total de 81 alimentaciones bajo la supervisión de la doctora (Figura 3).

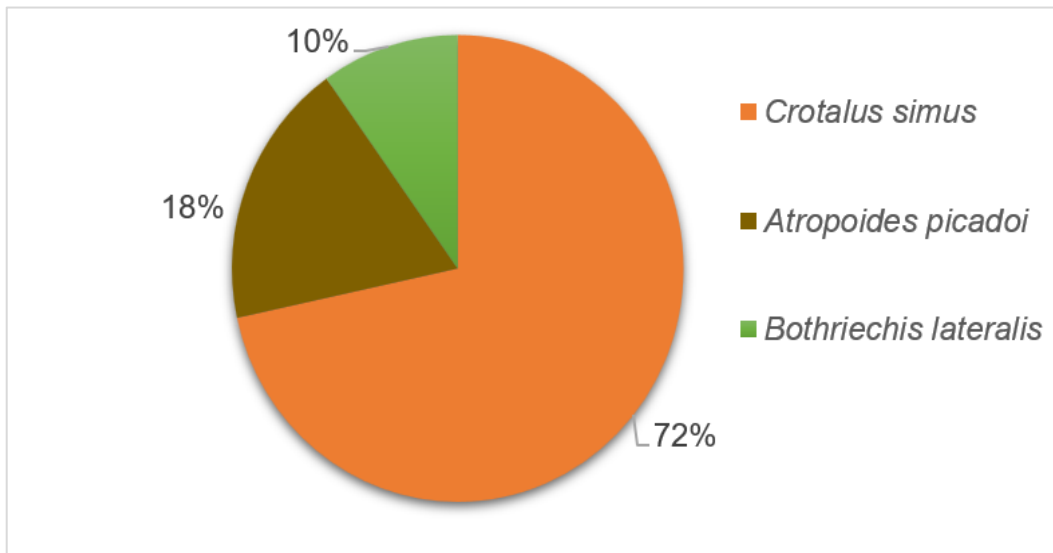


Figura 3. Distribución porcentual de 81 alimentaciones realizadas por especie de serpiente durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica del 07 de junio al 21 de julio 2023.

El procedimiento incluyó desbloquear el seguro de los recintos y sacar aquellos ubicados en racks. Luego, se abrían utilizando un gancho herpetológico para permitir una estrecha apertura con el fin de introducir la presa con pinzas adecuadas. Durante todo el proceso, se evitó el contacto directo con las manos y se limitó la apertura del recinto al mínimo necesario para la inserción de la comida (Fry et al. 2015). A través de esa apertura se movía la presa para llamar la atención de la serpiente y se soltaba una vez que esta la mordía.

Todos los vipéridos del serpentario son manejados con una monodieta a base de roedores. La cantidad de presa ofrecida y la frecuencia de alimentación se organiza según el tamaño de los individuos y bajo el conocimiento de que el proceso de digestión en serpientes es lento y la digestión de presas grandes puede tardar semanas (Sasa et al. 2019). Los individuos juveniles y pequeños se alimentan cada 15 días con un roedor recién nacido, las especies medianas y algunos juveniles más grandes son alimentados cada tres semanas con un ratón grande. Los adultos

son alimentados cada mes según su tamaño con dos a tres ratones grandes o una rata.

La dieta de *Micrurus* spp. es diferente, ya que, según su historia natural, se alimenta principalmente de presas ectotérmicas, como las serpientes de los géneros *Geophis* y *Ninia* (Urdaneta et al. 2004). Esta preferencia alimenticia hace que las corales representen un desafío mayor en términos de su adaptabilidad a la vida en cautiverio. Sin embargo, en el ICP se ha desarrollado una alternativa dietética basada en tilapia (*Oreochromis* sp.). Esta elección se fundamenta en estudios de contenidos estomacales que demuestran que las corales consumen peces de agua dulce. Esta alternativa ha sido exitosa en aumentar la sobrevivencia en cautiverio, así como en mantener la ganancia de peso y producción de veneno en comparación con la dieta de vida silvestre (Chacón et al. 2012).

Al siguiente día de las alimentaciones, se inspeccionan los recintos y se registra el número de ratones ingeridos o viceversa, para llevar un historial de la alimentación de cada individuo. Este monitoreo provee información valiosa, ya que la presentación de anorexia, junto con cambios en el nivel de actividad (tanto inactividad como deambular excesivo), son de los comportamientos más comunes asociados con enfermedades y podrían dirigir a una inspección más rigurosa del animal (Rossi 2019).

Durante la primera semana posterior a la alimentación, se procura minimizar al máximo la manipulación de los animales, ya que la ocurrencia de regurgito o vómito es común en serpientes recientemente alimentadas que son sometidas a situaciones estresantes (Norman 2013).

A lo largo de la pasantía se determinó que la alimentación de serpientes en cautiverio debe planificarse cuidadosamente según la historia natural y fisiología de

cada especie. Además, se aprendió que un monitoreo continuo es crucial para identificar signos tempranos de enfermedad, y es fundamental contar con personal capacitado para reducir el estrés de los animales y asegurar un manejo seguro durante todo el proceso.

3.1.3. Parámetros ambientales

En el instituto se procura mantener un control de la temperatura, la humedad y la ventilación en cada cuarto y recinto. Cada espacio está equipado con un ventilador de torre que cuenta con funciones de calefacción y regulación de temperatura. Estos dispositivos cuentan con un termostato que permite el encendido y apagado automático según los valores configurados para cada habitación.

Además, los sistemas de racks disponen de termostatos conectados a bandas de calefacción o bombillos, dependiendo del tipo de recinto. Estos termostatos se configuran en función de la Zona de Temperatura Óptima Preferida (ZTOP) de cada especie, permitiendo encender, apagar o regular el flujo eléctrico cuando la temperatura se desvía del rango permitido (Barten y Fleming 2014; Varga 2019).

Por otro lado, el factor de la humedad se controla colocando recipientes con agua en cada recinto (Varga 2019). En el caso de especies provenientes de ambiente tropical seco, como *C. simus*, el acceso al agua se restringe ocasionalmente para prevenir niveles elevados de humedad en el ambiente. Por el contrario, en las especies del género *Micrurus*, se humedece el sustrato dos veces por semana, dado que su comportamiento semifosorial requiere un entorno más húmedo (Sasa et al. 2019).

La ventilación en el instituto se logra principalmente a través de agujeros en cada recinto, los cuales permiten el intercambio de aire. En los recintos más grandes se complementa esta ventilación natural con ventiladores que permiten una mejor circulación del aire, que se expulsa de forma pasiva a través de los agujeros (Varga 2019).

El control de estos parámetros es fundamental para el bienestar de las especies mantenidas en el instituto y constituye un principio de medicina preventiva, dado que muchas de las enfermedades que afectan a los reptiles en cautiverio son consecuencia de condiciones de manejo inadecuadas (Loeb 2018). Una temperatura incorrecta puede interferir en el metabolismo y funcionamiento del sistema inmune en los reptiles (Zimmerman et al. 2010; Fabrício-Neto et al. 2019). Asimismo, niveles inadecuados de humedad y ventilación pueden propiciar problemas fúngicos y bacterianos, así como el desarrollo de infecciones dérmicas o disecdisis (Varga 2019).

3.1.4. Extracción de veneno

Se observó la extracción de veneno de 35 individuos *M. nigrocinctus* y cuatro de *B. schlegelii*. El procedimiento fue similar en ambos casos, excepto por el uso de CO₂ en *B. schlegelii*, que también se usa en los demás vipéridos para inducir un estado transitorio de inconciencia y facilitar la manipulación.

Primeramente, se retira la serpiente de su recinto o del recipiente con CO₂ con un gancho apropiado para su tamaño y se coloca sobre una superficie sólida, como una mesa. Se procede a presionar la cabeza con el gancho. Dicha acción debe ser firme para inmovilizar, pero cuidadosa para no ocasionar ninguna lesión. En el caso de las *M. nigrocinctus*, se utiliza un aparato adicional para inmovilizar

parte del cuerpo y prevenir movimientos bruscos, debido a que las serpientes solo poseen un único cóndilo occipital, y un manejo inapropiado podría ocasionar una lesión espinal (Lock 2008; Fry et al. 2015; Hayes et al. 2020)

Una vez inmovilizada, se sostiene la cabeza cuidadosamente desde atrás, colocando el dedo pulgar y medio en los aspectos laterales del cráneo y el dedo índice en el aspecto dorsal. (Funk y Stahl 2019). Una vez bien sujeta, se acerca la cabeza a un contenedor o tubo destinado a la recolección de veneno. En caso de que la serpiente no expulsara el veneno por sí sola, se podían presionar las glándulas de veneno, ubicadas bilateralmente justo debajo y detrás de la órbita y cubiertas por el músculo masetero, para forzar su salida (Sasa et al. 2019; Hayes et al. 2020).

El evento de extracción de veneno representa uno de los momentos de mayor riesgo para el manipulador (Fry et al. 2015). Según una encuesta realizada a 34 instituciones de extracción de veneno, se estimó una frecuencia de mordeduras de aproximadamente una cada dos años, siendo una cifra superior a la que se ha estimado en otros estudios para zoológicos y centros académicos. Algunas instituciones informaron no haber experimentado ninguna mordedura en sus años de operación (Powell et al. 2006). Aunque es difícil definir con exactitud los factores que causan la variación entre instituciones, la correcta manipulación y capacitación de personal son de las más importantes para minimizar el riesgo (Fry et al. 2015).

Este evento también conlleva un importante estrés y trauma para las serpientes. A pesar de que se recomienda que las extracciones no ocurran en intervalos menores a seis semanas para minimizar el estrés, la frecuencia de

extracción no está claramente definida y varía entre instituciones, siendo más comunes intervalos de catorce a treinta días (Powell et al. 2006; Fry et al. 2015;).

El serpentario del ICP actualmente trabaja en estrecha comunicación con el personal responsable de medir los títulos de anticuerpos en el suero equino. Esto permite ajustar la cantidad de extracciones según sea necesario para cada especie, evitando exponer a los animales a niveles de estrés innecesarios. Además, se asegura de que las extracciones no coincidan cercanamente con las alimentaciones para prevenir vómitos y proporcionar un período de descanso antes de exponerlos a una presa.

El uso de CO₂ en la extracción rutinaria de veneno es un tema polémico debido a que es difícil encontrar un equilibrio adecuado entre el bienestar animal, la seguridad del operador y eficiencia del proceso. Este método, junto con el enfriamiento, ha sido empleado por varios laboratorios de extracción de veneno; sin embargo, ninguna de las técnicas ha sido sometidas a ensayos controlados, por lo que aún se desconocen los efectos a medio y largo plazo en la salud de las serpientes (Haberfield et al. 2015).

La extracción de veneno es, sin duda, una de las etapas más desafiantes para quienes buscan garantizar el bienestar animal de las serpientes venenosas en cautiverio. Este proceso plantea un dilema ético, dado que es fundamental para la producción de suero antiofídico, esencial para salvar vidas humanas y animales. Se requieren mayores esfuerzos dirigidos al desarrollo de métodos enfocados en el bienestar animal y la reducción del estrés sin comprometer la producción de veneno. Aunque parezca difícil de alcanzar, es un objetivo que merece atención.

3.1.5. Nuevos ingresos

El ICP ha alcanzado un nivel de autosuficiencia en la cantidad y diversidad de especies venenosas manejadas y debido a esto, no es necesario emprender búsquedas externas. Aunado a los esfuerzos reproductivos *in situ* exitosos, las especies proporcionadas por individuos o entidades gubernamentales son suficientes para mantener y expandir la diversidad biológica dentro del centro.

Durante la pasantía, se registró únicamente la incorporación de un individuo de la especie *M. nigrocinctus*. En este caso se llenó una hoja de ingreso y se alojó al individuo temporalmente en una sala destinada para este grupo, donde permanecen un período mínimo de 90 días antes de ser integrados a la colección principal. Esta precaución se toma para garantizar que no presenten signos de enfermedad. Los criterios de incorporación incluyen, principalmente, la exitosa realización de tres alimentaciones consecutivas, lo que sugiere una adaptabilidad a las condiciones de cautiverio. Una vez que estos requisitos son cumplidos y se obtienen al menos dos resultados negativos en los exámenes de heces, se procede a incorporar a los individuos a la colección (Pasmans et al. 2008).

3.2. Acondicionamiento de recintos para serpientes en cautiverio.

Las serpientes que alberga el serpentario se encuentran en recintos con dimensiones ajustadas a la especie y edad (Anexo 3). Los individuos de *A. picadoi*, *M. mexicanus*, *B. asper* y *Micrurus* spp. son mantenidos en un recinto con bordes metálicos y sus lados están hechos de metacrilato. Además, el metacrilato es reemplazado en el extremo superior con doble lámina de metal expandido, con el objetivo de proporcionar ventilación.

En el cuarto de guardería y en tropical seco, donde se encuentran las serpientes de cascabel (*C. simus*), los animales son cuidados en recintos plásticos con una cubierta de aluminio perforada organizados en sistemas de almacenamiento en rack. La mayoría posee una ventana de metacrilato en el extremo que da hacia el pasillo. Todas las especies antes mencionadas se mantienen en recintos más largos que altos y tienen una estructura para refugiarse, lo cual refleja su adaptación a un entorno terrestre.

En contraste, los recintos de las especies arborícolas como *B. lateralis* y *B. schlegelii*, presentan una forma más vertical. Las cajas están construidas de madera, con dos de sus extremos laterales de lámina de metal expandido y además se les adicionan ramas para ajustarse a su comportamiento. Todos los recintos del serpentario tienen identificación de la especie y número de identificación del individuo.

Los recintos del instituto cumplen con los requisitos básicos, siendo estos a prueba de escape, de fácil monitoreo y limpieza. Cuentan con una estructura que permita el escondite o refugio, así mantienen una apropiada humedad, ventilación e iluminación, además de ser lo suficientemente amplios para permitir cierta movilidad (Funk y Stahl, 2019). Aunque en contextos de exhibición o mascotización, se prefieren recintos más grandes y con mayor enriquecimiento, como plantas, rocas y ramas, la realidad es que, en colecciones grandes, se opta por un diseño más básico y genérico con el propósito de facilitar el manejo de las serpientes y el mantenimiento de los recintos (Fry et al. 2015; McFadden et al. 2018; Funk y Stahl, 2019).

Las cajas plásticas son una buena opción en la gestión de colecciones grandes debido a su superficie de fácil limpieza y desinfección (Fry et al. 2015).

Aunado a esto, la elección del metacrilato permite el monitoreo visual de los recintos sin necesidad de abrirlos, lo cual podría estresar al animal y aumentar el riesgo del personal (Funk y Stahl 2019).

El sustrato que manejan todos los recintos es exclusivamente papel periódico. Este termina siendo una de las opciones electivas en contextos hospitalarios y en colecciones de este tipo, ya que es más accesible en términos de precio y facilita el recambio del recinto (Funk y Stahl 2019). Esta práctica forma parte de la labor habitual del personal encargado del mantenimiento en el serpentario.

3.3. Técnicas de inmovilización física y química en especies silvestres y exóticas.

3.3.1. Inmovilización física

En la clínica de Hannover y bajo la supervisión del Dr. Campos se adquirió experiencia en la inmovilización física de conejos y cobayos. Su manejo adecuado es crucial especialmente en conejos, ya que su musculatura desarrollada y hueso cortical delgado los hace propensos a fracturas si se produce algún movimiento brusco (Graham 2006; Mitchell y Vennen 2009).

La restricción variaba según las necesidades del médico: se envolvía al animal en una toalla o se sostenía con una mano bajo los miembros anteriores y la otra brindando soporte al tren posterior, manteniendo así inmóviles los miembros traseros para evitar movimientos repentinos, lo cual coincide con las recomendaciones de Dyer y Cervasio (2008) (Figura 4).



Figura 4. Sujeción de un conejo para la realización de la examinación general en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023. Fuente: Imágenes propias tomadas por Diego Campos Picado.

La habilidad en la restricción física de aves durante el examen físico se desarrolló principalmente en la pasantía con el Dr. Campos, donde el 23% (7/30) de los casos atendidos correspondió a pacientes aviares, todos pertenecientes al orden Psittaciformes. Este hallazgo coincide con lo reportado por García-Rivera (2022), cuya pasantía en el país también reflejó una mayoría de consultas en aves de este orden, representando un 24% (21/88) de los casos de animales exóticos atendidos.

La manipulación se realizaba con una toalla, sujetando al ave por detrás de la cabeza sin presionar los ojos. Con la otra mano, se envolvía el cuerpo para impedir que abriera las alas y evitar movimientos bruscos. Luego, se aseguraban

las patas y se colocaba el pulgar bajo la mandíbula, sin presionar el cuello, para evitar que el pico alcance al examinador (Figura 5).



Figura 5. Sujeción de una lora (*Amazona autumnalis*) para la realización de la examinación general en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023. Fuente: Imágenes propias tomadas por Diego Campos Picado.

Cabe destacar que este método es el recomendado para este grupo de aves, ya que el pico representa el mayor riesgo de daño; sin embargo, el manejo puede variar según el grupo de especies, como las rapaces, con las cuales no se obtuvo experiencia práctica en esta pasantía (Rafferty 2008; Tully 2009; Smith 2016).

Se observaron algunas manipulaciones de anfibios en la clínica de Hannover; pero, se obtuvo una práctica más extensa durante la pasantía en el ITAW, donde se estaba llevando a cabo una investigación enfocada en la vigilancia de *Batrachochytrium dendrobatitids* (Bd) y *Batrachochytrium salamandrivorans* (Bsal)

en diversas poblaciones de anfibios del estado de Schleswig Holstein. Estos estudios son importantes porque permiten conocer la distribución y prevalencia del hongo en diferentes especies, evaluar los riesgos para distintos grupos poblacionales y comprender el impacto de factores ambientales en su propagación (Ohst et al. 2013). Se tuvo la oportunidad de participar de cinco salidas a campo, en las cuales se muestrearon un total de 164 individuos compuestos de ocho especies (*Hyla arborea*, *Pelobates fuscus*, *Pelophylax* spp., *Rana arvalis*, *Rana temporaria*, *Triturus cristatus* y *Triturus vulgaris*).

Se participó en la sujeción de los animales durante el muestreo y en la recolección de muestras. Para la sujeción de anuros, se atrapaban en una cavidad formada por las manos y se sujetaban suavemente por la pelvis, justo por delante de las patas traseras, mientras la otra mano estabilizaba la región craneal para permitir el muestreo. En el caso de las salamandras, se aplicaba una técnica similar, cuidando de no sostenerlas por la cola debido a la posibilidad de autotomía. Estas técnicas minimizan el estrés y el riesgo de lesiones, asegurando que el manejo no afecte el bienestar del animal, lo cual es fundamental para cumplir con los principios éticos de investigaciones a campo (Mylniczenko 2009; Wilkinson 2015a).

En ambas pasantías de clínica en exóticos se realizó la restricción física de tortugas durante sus exámenes y tratamientos. La inmovilización consistía en sujetarlas firmemente por ambos lados del caparazón, utilizando el mismo agarre para controlar las extremidades delanteras y limitar su movimiento durante la examinación de la cabeza. Este método fue efectivo para especies pequeñas y medianas, pero en tortugas más fuertes, agresivas o con cuello largo, puede ser necesario sostener el caparazón más caudalmente o aplicar sedación, aunque no fue necesario en estos casos (Wappel y Schulte 2004; Raftery 2019)

En la clínica de Hannover se observó la técnica de restricción física de serpientes, en la cual se sujeta la cabeza con el pulgar y el dedo medio a cada lado y el índice en la parte superior de la base de la cabeza y se usa la otra mano para sostener el cuerpo. Esta técnica es recomendada solo para especies relativamente dóciles, como las examinadas durante la pasantía, ya que los animales que intentan soltarse pueden sufrir daños vertebrales (Raftery 2019). Las especies más grandes o agresivas normalmente requieren la asistencia de otro operario o el uso de equipo, como un gancho herpetológico (Smith 2016).

En el caso de las serpientes venenosas, la técnica de restricción física usada por el personal del ICP fue el gancho herpetológico para guiar al paciente al tubo de contención. Esto permite lograr una manipulación segura y minimiza el riesgo de lesiones tanto para el animal como el personal. Esta técnica fue utilizada para la realización de examen físico, aplicación de tratamientos y toma de imágenes diagnósticas. Para animales agresivos, como la serpiente de terciopelo (*B. asper*), o aquellos más resistentes a la manipulación, se empleó adicionalmente el uso de una caja de inmovilización, lo cual permite dirigir al animal suavemente hacia una salida conectada al tubo, minimizando el riesgo de una mordedura (Anexo 4) (Lock 2008).

Se adquirió experiencia en la inmovilización de pequeños mamíferos y aves para la obtención de radiografías en los lugares donde se realizó la pasantía. En el caso de cobayos y conejos, generalmente se lograba una buena inmovilización sin necesidad de anestesia. Sin embargo, en mamíferos más pequeños fue necesario el uso de anestesia inhalatoria para evitar que el movimiento comprometiera el valor diagnóstico de las imágenes, en línea con las recomendaciones de Reese y Hein (2011). Para aves, la inmovilización química fue la elección en ambas pasantías,

ya que permite un posicionamiento más rápido y efectivo, minimiza el riesgo de fracturas iatrogénicas y elimina artefactos de movimiento (Silverman et al. 2010).

En la realización de tomografías computarizadas en pequeños mamíferos y cobayos en Hannover, el uso de anestesia no era necesario. Los pacientes se ingresaban en una caja plástica acolchada con láminas de espuma y toallas enrolladas alrededor del cuerpo para evitar movimientos. Luego, la caja se cubría y aseguraba con una banda alrededor. Este método proporciona imágenes estables y precisas sin anestesia, evitando así sus riesgos y aprovechando el comportamiento natural de estas especies de esconderse en espacios oscuros (Böhler y Henninger 2008).

3.3.2. Inmovilización química

En ambas pasantías se utilizaron anestésicos para procedimientos diagnósticos y quirúrgicos (Cuadro 1).

Cuadro 1. *Medicamentos utilizados para la inmovilización química de mascotas exóticas durante la pasantía en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, Alemania, del 01 de febrero al 31 de marzo 2023 y en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.*

Grupo	Nombre común de especie	Ubicación de pasantía	Tipo de procedimiento	Tipo de restricción química	Medicamentos usados
Lagomorfos	Conejo	Hannover, Alemania	Corrección dental	Inyectable e Inhalatoria	Medetomidina Midazolam Buprenorfina Isoflurano
		Costa Rica	Corrección dental, cirugía mayor	Inyectable e Inhalatoria	Midazolam Butorfanol Ketamina

					Dexmedetomidina Isoflurano
Roedores	Cobayo Chinchilla	Hannover, Alemania	Corrección dental, Cirugía mayor	Inyectable e Inhalatoria	Medetomidina Midazolam Ketamina Fentanilo Isoflurano
	Rata	Hannover, Alemania	Radiografías	Inhalatoria	Isoflurano
	Erizo	Costa Rica	Radiografías	Inhalatoria	Isoflurano
Aves	Psitácido Gallina Periquito	Hannover, Alemania	Toma de muestras, Radiografías, Cirugías menores y mayores	Inhalatoria	Isoflurano
	Psitácido	Costa Rica	Cirugías mayores	Inyectable e inhalatoria	Butorfanol Midazolam Ketamina Isoflurano
			Radiografías	Inyectable	Midazolam
Reptiles	Dragón barbudo australiano	Hannover, Alemania	Cirugía menor	Inyectable Inyectable	Alfaxalona
	Terciopelo	Costa Rica	Cirugía mayor	Inyectable e Inhalatoria	Dexmedetomidina Midazolam Propofol Isoflurano
	Lora venenosa	Costa Rica	Cirugía menor	Inhalatoria	Isoflurano

La anestesia inhalatoria sin premedicación se aplicó en aves, ratas y erizos, siendo un método común por su facilidad de inducción, ajuste rápido de profundidad anestésica y recuperación veloz, pero, requiere analgesia adicional según el procedimiento (Wenger 2012). También se utilizó midazolam para toma de radiografías en aves, ya que ofrece sedación y relajación muscular con mínimos efectos cardiovasculares, aunque no debe emplearse como único anestésico en procedimientos más complejos (Lierz y Korbel 2012; Doss y Mans 2021).

Durante las cirugías de aves en la práctica del Dr. Campos, se utilizaba premedicación antes de la anestesia inhalatoria. Aunque esta última es la más utilizada en estas especies, el uso adicional de agentes inyectables a dosis adecuadas, facilitan la inducción y permiten reducir el porcentaje de isoflurano necesario en el mantenimiento de la anestesia sin afectar parámetros vitales, minimizando también sus efectos adversos, tal y como se observó en la pasantía (Kubiak et al. 2016). Su uso, sin embargo, requiere evaluar el estado de salud del animal y su capacidad para metabolizar medicamentos, algo que puede limitarse en ausencia de disponibilidad por parte del tutor para realizar exámenes previos (Lierz y Korbel 2012).

En ambas pasantías, la premedicación en conejos y cobayos incluyó combinaciones de $\alpha 2$ agonistas, opioides, benzodiazepinas y disociativos, siguiendo protocolos congruentes con las opciones descritas por Wenger (2012) para estas especies. Estas combinaciones permiten alcanzar una anestesia efectiva, proporcionando sedación, relajación muscular y analgesia, con un corto período de recuperación, facilitado por el hecho de que la mayoría de estos medicamentos cuentan con antagonistas específicos (Macha y Göbel 2014).

La selección del protocolo se ajustaba al paciente y al procedimiento a realizar; por ejemplo, en la clínica de Hannover, para las chinchillas se utilizaba comúnmente la combinación medetomidina-midazolam-fentanilo, mientras que en procedimientos más dolorosos se reemplazaba el midazolam por ketamina debido a su buena analgesia somática y su efecto sinérgico con la medetomidina (Macha y Göbel 2014; Song et al. 2015).

En la clínica de Hannover y con el Dr. Campos, los opioides preferidos para conejos y cobayos eran buprenorfina y butorfanol, respectivamente. Ambos se usan

rutinariamente en pequeños mamíferos y son bien tolerados (Wenger 2012). Como premedicación, potencian los efectos de los anestésicos, reduciendo sus dosis necesarias (Flecknell 2001). Aunque los opioides pueden causar depresión respiratoria, hipoxemia y disminución de la motilidad gastrointestinal (Schroeder y Smith 2011; Deflers et al. 2022), estos efectos suelen ser leves y clínicamente poco relevantes frente al beneficio de la analgesia, clave para el bienestar animal y la prevención del íleo gástrico asociado al dolor, al que estas especies son especialmente susceptibles (Cooper et al. 2009).

En reptiles, se observó el uso de alfaxalona como sedativo para procedimientos cortos en dos dragones barbudos. Este fármaco, cuya farmacodinamia y farmacocinética han sido estudiadas en estas especies, se considera ideal para este tipo de intervenciones (Shippy et al. 2023). A dosis intravenosas más altas, también actúa como un buen inductor, similar al propofol, utilizado para inducir a una serpiente terciopelo (*B. asper*) durante la pasantía en Costa Rica. Este último es el agente inductor más común en reptiles, ya que proporciona inmovilización química confiable. En ambos fármacos, la profundidad anestésica y los efectos de depresión cardiopulmonar son dosis-dependientes (Sladky y Mans 2012a; Perrin y Bertelsen 2017).

Los anestésicos inyectables son más difíciles de ajustar tras su administración en comparación con la anestesia inhalatoria, especialmente cuando no se dispone de antagonistas específicos (Lierz y Korbel, 2012). Por ello, es esencial que el veterinario conozca en profundidad los agentes anestésicos, sus ventajas y riesgos, para diseñar protocolos que maximicen los beneficios y minimicen las dosis necesarias y los efectos adversos, priorizando siempre la seguridad y el bienestar del paciente exótico.

3.4. Abordaje diagnóstico y terapéutico de enfermedades en especies exóticas.

3.4.1. Recolección de anamnesis y examen objetivo general

Durante la pasantía en la clínica de Hannover, se trabajó con 22 especies de mascotas exóticas, abordando casos clínicos y chequeos de rutina (Anexo 5). La mayoría de los casos correspondieron a mamíferos, seguidos por aves y reptiles. Aunque no se recopilaban datos estadísticos específicos, la experiencia permitió comprender la casuística general y ampliar conocimientos. En contraste, la colaboración con el Dr. Campos incluyó 30 casos clínicos, con un análisis detallado de cada paciente. La mayoría de los casos correspondieron a pequeños mamíferos, predominando los lagomorfos (43%) (Figura 6).

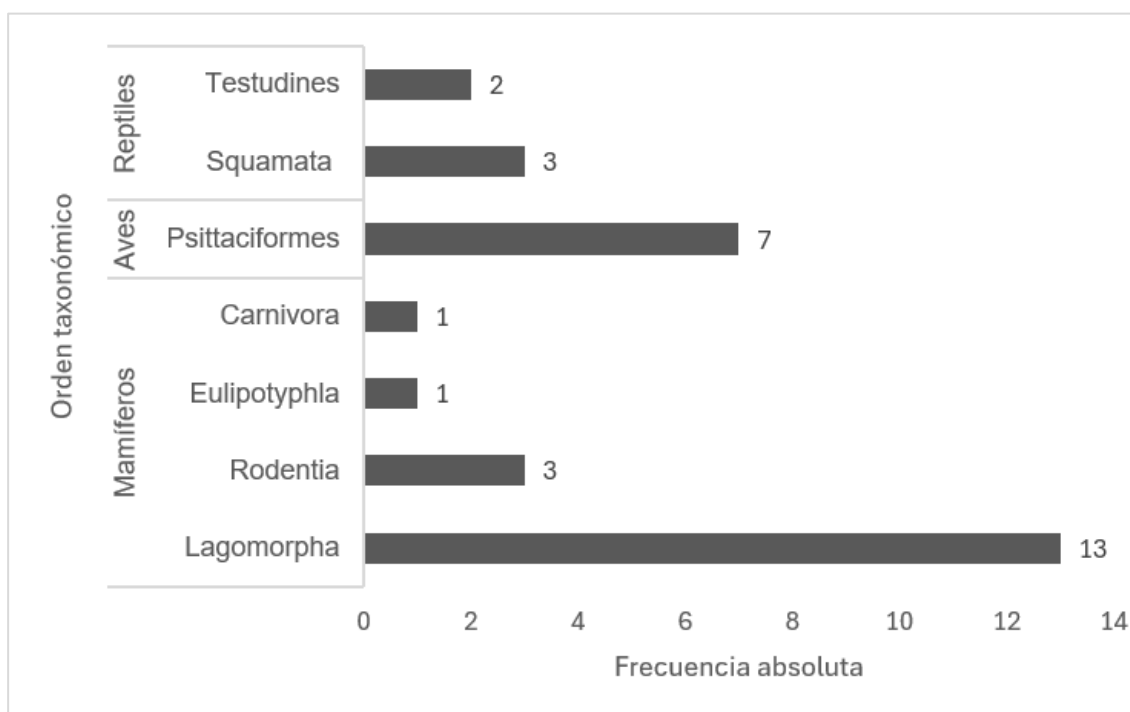


Figura 6. Distribución por orden taxonómico de las 30 mascotas atendidas en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.

Esta tendencia coincide con observaciones de otras pasantías en Costa Rica, como García-Rivera (2022), donde los lagomorfos representaron el 40% de los pacientes exóticos atendidos.

En pasantías internacionales, como las de Gutierrez-Murillo (2022) en México y Vega-Solano (2013) en Alemania, también se registró una alta prevalencia de lagomorfos. La casuística veterinaria refleja indirectamente la popularidad de estas especies como mascotas, aunque estudios de encuesta en Estados Unidos de América y Gran Bretaña han evidenciado la brecha entre su popularidad y el conocimiento de sus dueños para brindarles un manejo adecuado (Rooney et al. 2014; Mayer et al. 2017).

Este aprendizaje se adquirió en ambas pasantías, aunque se profundizó significativamente con el Dr. Campos. La ausencia de barrera lingüística permitió recopilar información detallada durante la anamnesis de cada animal. Se encontró que el 53% (16/30) de las mascotas exóticas requerían al menos una recomendación de ajuste en su manejo, siendo la composición inadecuada de la dieta el error más común identificado y la recomendación más frecuente en las tres clases taxonómicas (Figura 7).

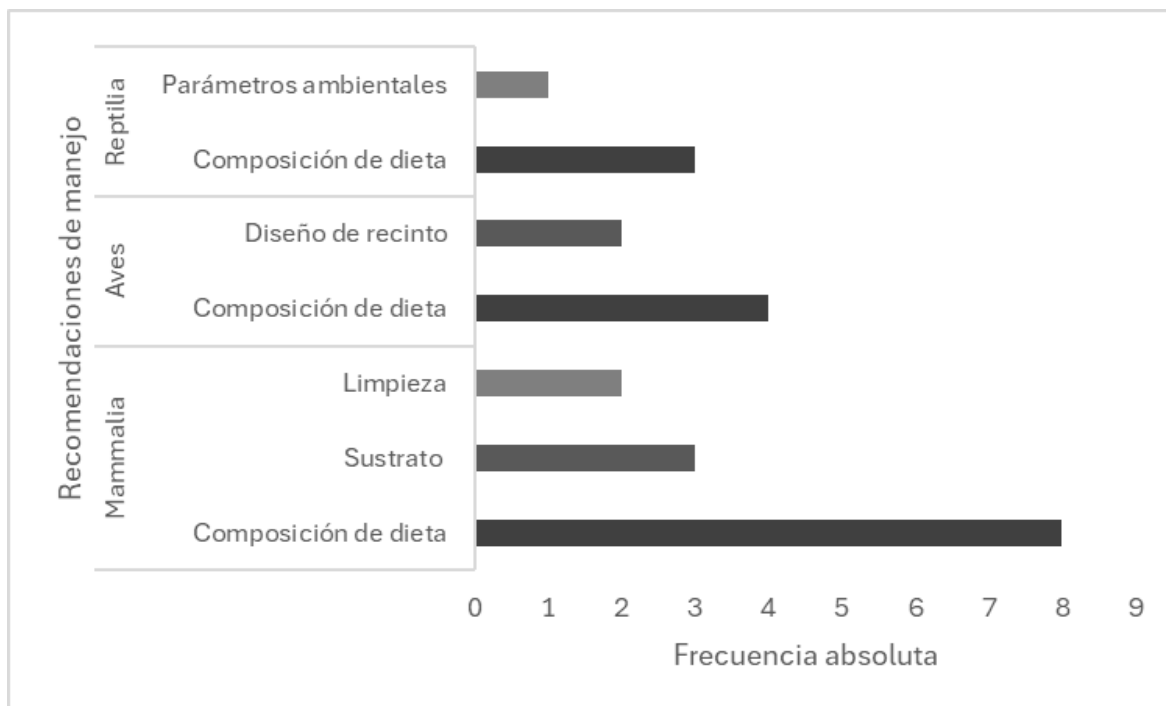


Figura 7. Distribución de recomendaciones de manejo según grupo taxonómico y tipo de recomendaciones aplicadas en el abordaje de casos en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.

Entre los errores observados en la dieta de conejos y cobayos, destacaron la administración de heno en menor cantidad o frecuencia de la recomendada, el exceso de concentrado y frutas, y en un caso, la inclusión de semillas y cereales. Estos errores coinciden con lo reportado en encuestas realizadas a cientos de propietarios de conejos, evidenciando la necesidad de fortalecer la educación sobre la importancia de una dieta rica en fibra, basada en heno y hierba, para garantizar el bienestar de los animales (Rooney et al. 2014; Mayer et al. 2017). Esto subraya el rol fundamental y constante de los veterinarios de exóticos como educadores en el manejo adecuado de sus pacientes.

Durante las consultas se destacó cómo las dietas inadecuadas pueden desencadenar diversas patologías en estas especies. En pequeños mamíferos, la falta de heno está asociada con problemas dentales, mayor riesgo de tricobezoares por ingestión de pelo y motilidad gastrointestinal inadecuada, lo que puede derivar en trastornos en el tracto digestivo (Clauss 2012). En psitácidos, el problema más frecuente es el consumo excesivo de semillas, especialmente de girasol, que, aunque preferidas por estas aves, fomentan la selectividad alimentaria, limitan la ingesta de otros componentes esenciales y no satisfacen sus requerimientos nutricionales. Además, su alto contenido energético favorece el desarrollo de obesidad, así como, la gran cantidad de hongos productores de aflatoxinas pueden inducir una aflatoxicosis en estos animales (Harper y Skinner 1998; Koutsos et al. 2001).

En ambas pasantías, el abordaje inicial de cada caso clínico, sin excepción, incluyó una anamnesis exhaustiva, que abarcó no solo los signos clínicos observados, sino también aspectos clave del manejo. Este paso crucial en la práctica veterinaria, especialmente con especies exóticas, no debe omitirse en favor del examen físico o técnicas diagnósticas, ya que la información proporcionada por el propietario puede ser determinante para identificar las causas subyacentes de los problemas, establecer recomendaciones de manejo y prevenir futuros inconvenientes (Mitchell y Tully 2016).

Al observar la dinámica de atención clínica de los casos, se obtuvo experiencia en el examen físico. Este seguía un enfoque sistemático y consistente de cabeza a cola para garantizar que no se omitieran aspectos importantes, tal y como recomiendan Mitchell y Vennen (2009). En mamíferos, incluía la condición corporal, peso, temperatura, ritmo y sonidos respiratorios, inspección de piel,

mucosas, ojos, oídos, narinas, cavidad oral, ganglios linfáticos y extremidades. También se realizaba auscultación cardíaca y pulmonar, junto con inspección, palpación y auscultación abdominal. En aves, además, se revisaba la coana, la calidad del plumaje y la cloaca; esta última también se evaluaba en reptiles.

La inspección de la cavidad oral de conejos y cobayos en la clínica de Hannover se realizaba mediante un otoscopio insertado por el diastema para visualizar molares y premolares en sus superficies linguales y bucales. La estudiante participó en la identificación de hallazgos como sobrecrecimientos, úlceras y laceraciones, los cuales explicaban con frecuencia el signo clínico de inapetencia. Este aprendizaje resaltó la importancia de una inspección completa de la cavidad oral para detectar anomalías que podrían pasar desapercibidas sin un examen detallado (Mitchell y Vennen, 2009).

La práctica diaria en la clínica de Hannover demostró que los desórdenes dentales son una causa frecuente de consulta en pequeños mamíferos, como lo documenta la literatura (Capello 2004; Böhmer y Crossley 2011). Debido a su alta prevalencia y al crecimiento continuo de los dientes en varias especies, la corrección de estos problemas se ha convertido en un procedimiento rutinario (Graham 2006). Aunque no se exploró en profundidad la etiología de estos desórdenes ni todos los métodos terapéuticos, la observación de múltiples reducciones coronarias permitió comprender la destreza y el equipo necesarios para realizarlas. Estos procedimientos no solo eliminan sobrecrecimientos, sino que también ajustan el plano oclusivo al ángulo adecuado, que varía según la especie (Graham 2006; Legendre 2016).

El limado de pico fue una de las prácticas más frecuentes durante la consulta de aves en Hannover. Este procedimiento era necesario debido a que el

sobrecrecimiento del pico puede comprometer el bienestar del ave, afectando su acicalamiento y alimentación (Bhadesiya et al. 2021). En las especies observadas, el desgaste inadecuado se relacionaba principalmente con condiciones de jaula inapropiadas, dietas deficientes o problemas hepáticos, aunque las causas también pueden incluir malformaciones congénitas (Montesinos 2018). El procedimiento se realizaba con una herramienta rotativa (Dremel®) y requería un conocimiento detallado sobre la forma y longitud específica del pico de cada especie para garantizar su correcto funcionamiento.

El examen físico en reptiles, reforzado en el ICP, incluyó la evaluación de la condición corporal e hidratación en 25 individuos, seguido de una inspección detallada de la cabeza desde el tubo de contención para evitar mordeduras. Posteriormente, se revisaron piel, musculatura, simetría corporal, cloaca y cola, y, con el uso de guantes, se palpó el cuerpo, excluyendo el extremo craneal, para detectar anomalías internas.

Los hallazgos más comunes fueron disecdisis en nueve individuos, distensión localizada en cinco, distrés respiratorio en cinco y sobrepeso a obesidad en cuatro. La disecdisis, o problemas con la muda, es una condición frecuente en serpientes en cautiverio, es la alteración dermatológica más común en estos reptiles (Hoppmann y Barron 2007), con una etiología multifactorial que puede incluir mal manejo, deshidratación o enfermedad subyacente (Stedman 2021).

La distensión corporal, observada en algunos casos de serpientes, requirió descartar causas comunes como la alimentación reciente, pero también, otras más graves como tumores (Ladouceur 2021), infecciones locales (Harkewicz 2001) o problemas gastrointestinales como impactación o ingestión de cuerpos extraños

(Albuquerque 2013; Miller 2021; Máté 2022). Una evaluación completa demanda técnicas diagnósticas adicionales.

El distrés respiratorio en individuos del género *Crotalus* se asoció con posibles enfermedades respiratorias influenciadas por manejo inadecuado, estrés y factores genéticos (Driggers 2000). En el ICP, su incidencia podría estar relacionada con la dificultad de estos ejemplares, provenientes de zonas secas, para adaptarse a condiciones de alta humedad, lo que favorece el crecimiento de patógenos (Gómez 2015; Miller 2021).

Por último, la obesidad, un desorden nutricional frecuente en serpientes en cautiverio, se atribuyó a un consumo energético excesivo y limitada actividad física. Aunque el ICP regula la alimentación y la dieta es la adecuada para la especie, se tomó la decisión de ajustar el tamaño de las presas para evitar problemas asociados a la obesidad, como disfunción hepática (Mitchell 2004; Mans y Braun 2014;).

3.4.2. Diagnóstico por imágenes

Durante la práctica con el Dr. Campos, en la clínica de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria en Hannover y en el ICP, las imágenes diagnósticas desempeñaron un papel central en el abordaje de los casos clínicos. Entre estas, las radiografías y los ultrasonidos se destacaron como herramientas rutinarias y fundamentales para el diagnóstico y descarte de enfermedades en las especies atendidas.

En la práctica con el Dr. Campos, se realizaron diez radiografías y nueve ultrasonidos, de los cuales solo dos individuos fueron sometidos a ambos estudios con fines de control y chequeo general. El ultrasonido demostró ser útil para diagnosticar patologías en los sistemas gastrointestinal, reproductor, endocrino e

inmune, mientras que la radiografía permitió identificar alteraciones como distensión gástrica asociada a íleo, además de evaluar el sistema musculoesquelético (Cuadro 2).

Cuadro 2. *Sistemas afectados y principales hallazgos mediante técnicas de imagen diagnóstica en pacientes evaluados en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.*

Imagen diagnóstica	Clase	Orden	Sistema afectado	Cantidad	Hallazgos
Ultrasonido	Mammalia	Lagomorpha	Gastrointestinal	1	Tiflitis e hipermotilidad intestinal
			Reproductor	1	Tumor uterino
		Rodentia	Gastrointestinal	1	Íleo, hipomotilidad gastrointestinal
			Reproductor	1	Quistes ováricos
			Carnívora	Endocrino	1
		Inmune		1	Linfoadenopatía abdominal generalizada
		Aves	Psittaciformes	Gastrointestinal	1
Reptilia	Squamata	Gastrointestinal	1	Fecaloma	
Radiografía	Mammalia	Lagomorpha	Gastrointestinal	1	Distención estomacal, gas intestinal
			Musculoesquelético	2	Fractura en femoral, Osteofitos lumbares
		Rodentia	Gastrointestinal	1	Distención estomacal con gas
	Aves	Psittaciformes	Gastrointestinal	1	Radiopacidad aumentada circundante al buche
	Total				13

Los problemas gastrointestinales son frecuentes en conejos y cobayos (DeCubellis y Graham 2013). En casos de estasis gastrointestinal, de origen multifactorial, la radiografía y el ultrasonido son herramientas complementarias, ya que una no reemplaza a la otra (Varga 2015; Redrobe 2016). La radiografía permite detectar distensión gástrica, compresión de estructuras como el diafragma, cuerpos extraños (no siempre visibles) y acumulación de gas que sugiera obstrucción

(Lennox 2016). El ultrasonido, por su parte, evalúa la motilidad intestinal, la integridad de las paredes y signos de obstrucción (Redrobe 2016). Estos estudios, junto con el examen físico, la anamnesis y pruebas de sangre, son clave para un diagnóstico certero y un manejo adecuado (Decubellis y Graham 2013; Varga 2015).

El ultrasonido fue una herramienta clave para el diagnóstico de enfermedades reproductivas comunes en estas especies. En el caso de los quistes ováricos en cobayos, que tienen una alta prevalencia, las radiografías presentan baja especificidad, mientras que el ultrasonido es la modalidad de imagen preferida, permitiendo identificar la pared del quiste, su contenido típicamente anecoico, su tamaño y su naturaleza frecuentemente multilocular (Bean 2013).

También se empleó la ultrasonografía como técnica diagnóstica principal en la clínica de animales exóticos de Hannover para investigar patologías reproductivas en aves con abdomen distendido y apatía. Los pacientes eran inmovilizados manualmente, manteniéndolos de pie sobre la mesa de examen, y se utilizaban los abordajes paraesternal caudal derecho y ventromedial, inmediatamente caudal al esternón, según lo descrito por Krautwald-Junghanns y colaboradores (2017).

Esta es la técnica de elección para identificar masas de tejido blando, salpingitis, coelomitis, folículos y huevos laminados o deformados no calcificados, mientras que las radiografías son ideales para detectar huevos calcificados. El ultrasonido tiene limitaciones, y la tomografía computarizada, aunque costosa, se muestra superior para diagnósticos complejos (Konicek et al. 2020). En la clínica, el diagnóstico definitivo a menudo requería cirugía exploratoria, que en muchos casos también era correctiva, permitiendo resolver el problema y confirmar el diagnóstico.

También se adquirió conocimiento en la interpretación de radiografías aviares, abarcando tanto la apariencia normal como las principales anomalías. Este aprendizaje se reforzó mediante tres seminarios teóricos, impartidos en la sala de estudio y reuniones del hospital en Hannover, que abordaron patologías comunes diagnosticables por radiografía, sus hallazgos característicos y su identificación, ilustrados con casos clínicos reales.

Durante esta misma pasantía se observaron varios casos en psitácidos donde las radiografías se emplearon para el diagnóstico y monitoreo de aspergilosis pulmonar. Fischer y Lierz (2015) señalan que las radiografías son útiles para identificar opacidades pulmonares, densidades en sacos aéreos y masas respiratorias, aunque no son suficientes para un diagnóstico definitivo, requiriendo pruebas complementarias como cultivos o histopatología. Además, como destaca Girling (2005), son valiosas para evaluar la severidad de la afección. El enfoque diagnóstico integra imágenes, exámenes de sangre, historia clínica enfocada en factores predisponentes y la evaluación de los síntomas.

También se vio la utilidad de la radiografía para el diagnóstico de tumores renales en periquitos australianos, una condición frecuente en esta especie, especialmente en machos (Reavill 2004). La pérdida de peso y la falta de apoyo en una extremidad eran signos claves que orientaban a su sospecha en el hospital de Hannover y se utilizaba la posición de la molleja como punto anatómico de referencia en las imágenes radiográficas para evaluar cambios en el tamaño renal. Krautwald-Junghanns y Pees (2011) sugieren complementar el diagnóstico con medio de contraste, lo que permite definir con mayor precisión el desplazamiento del sistema gastrointestinal. En estos casos, la vista radiográfica lateral se

considera más efectiva para el diagnóstico que la ventrodorsal (Simova-Curd et al. 2006).

Se participó en la toma de imágenes por tomografía computarizada (CT) exclusivamente en pequeños mamíferos, utilizándola principalmente para diagnosticar patologías de cabeza. Esta técnica permitió precisar diagnósticos diferenciales, seleccionar tratamientos adecuados y planificar cirugías en caso necesario. A diferencia de las radiografías, cuya resolución limitada dificulta la diferenciación de tejidos blandos, y del ultrasonido, con su penetración restringida, la CT ofrece una evaluación detallada de problemas como maloclusiones, infecciones apicales, abscesos, exoftalmia, y la extensión de afecciones como rinitis y otitis (Veraa y Shoemaker 2013).

En el ICP también se hizo uso de imágenes diagnósticas en seis individuos. Se participó del estudio ecográfico en cinco serpientes, dirigido por el Dr. Leonel Altamirano Silva, médico veterinario de práctica privada que realiza estudios de imágenes de forma ambulatoria. Además, un individuo de *Lachesis stenophrys* fue trasladado a la Escuela de Medicina y Cirugía Veterinaria San Francisco de Asís para realizar radiografías, cuyo objetivo fue descartar retención de huevos posterior al desove.

Mediante ultrasonido, se identificó sedimento biliar en un individuo y, en otro, se evaluó la distensión corporal, definiendo la presencia de una estructura con contenido anecogénico y de baja celularidad, lo que sugirió un quiste complejo o neoplasia hepática. También se realizó una citología guiada por ultrasonido de una masa subcutánea cerca de la cloaca de otro individuo, asegurando precisión en la toma de muestras representativas, y se llevó a cabo una punción en la estructura quística para obtener una muestra estéril.

La ultrasonografía demostró ser una herramienta clave para evaluar órganos viscerales y diferenciar entre masas quísticas y sólidas en reptiles. Sin embargo, su interpretación depende de la experiencia del operador y del conocimiento de la anatomía y patofisiología específicas (Schumacher 2001). A pesar de la escasa literatura sobre ultrasonografía en serpientes, es recomendable establecer un banco de imágenes por especie para futuras referencias (Schumacher 2001; da Silva et al. 2023).

En el estudio radiográfico, que incluyó vistas ventro dorsales y laterolaterales del tercio posterior de la serpiente, no se observaron alteraciones ni presencia de huevos. La radiografía sigue siendo útil para diagnosticar retención de huevos y determinar su número y localización en reptiles (Schumacher 2001).

3.4.3. Terapéutica

3.4.3.1. Terapia medicamentosa

En el 40% (12/30) de los pacientes exóticos atendidos por el Dr. Campos, se emplearon fármacos como parte del tratamiento. El tipo de medicamento más utilizado fue el antiinflamatorio no esteroideo (AINE) meloxicam, seguido de enrofloxacina, seleccionado como antibiótico de elección para el tratamiento de infecciones y manejo postquirúrgico cuando existe un considerable riesgo de infección. Asimismo, se empleó metoclopramida en numerosos casos como procinético en conejos y cobayos. Además, en un caso altamente sugestivo de infección por *Encephalitozoon cuniculi*, se prescribió el uso de fenbendazol y meclizina.

Meloxicam es un analgésico y antiinflamatorio de elección en muchas especies exóticas. Posee la ventaja que, al tener una acción preferencial sobre las ciclooxigenasas-2 (COX-2) su tolerabilidad gastrointestinal es mejor frente a otros AINEs no selectivos (Tacca et al. 2002). En conejos, su farmacocinética ha sido ampliamente estudiada, recomendándose una dosis de 1 mg/kg, mayor que en otras especies (Fredholm et al. 2013). Además, se ha demostrado que su uso prolongado por vía oral, hasta por un mes, es seguro (Delk et al. 2014).

El manejo adecuado del dolor en conejos y cobayos fue fundamental en pacientes postquirúrgicos durante ambas pasantías en la clínica de exóticos, debido a su alta susceptibilidad a enfermedades gastrointestinales potencialmente mortales, ya que el dolor disminuye la motilidad intestinal y el consumo de alimento, lo que puede desencadenar estos problemas (Barter 2011). En estos casos, meloxicam ha demostrado ser tan efectivo como la buprenorfina para el alivio del dolor en conejos (Cooper et al. 2009). No obstante, Ritzman (2014) destaca la importancia de un enfoque multimodal para el manejo del dolor en estas especies.

El uso de metoclopramida como procinético es una práctica común en estas especies, indicado tanto para estimular la motilidad intestinal en casos de reducción en la deposición de heces como de forma preventiva postquirúrgica para evitar el íleo paralítico (Harcourt-Brown y Chitty 2016). En la clínica de Hannover, el manejo postquirúrgico y post anestésico también integraba fluidoterapia y alimentación asistida, medidas esenciales para prevenir complicaciones gastrointestinales, conforme a las recomendaciones de Ritzman (2014). Durante la pasantía, la estudiante adquirió experiencia práctica en la administración de estos tratamientos, consolidando sus habilidades en el cuidado y manejo de estas especies.

En aves, el meloxicam es el antiinflamatorio y analgésico de elección. Aunque se ha estudiado su farmacocinética y farmacodinamia en varias especies, la diversidad de pacientes en esta clase dificulta su aplicación uniforme, por lo que, aún hoy, se recurre a extrapolaciones entre órdenes o al uso empírico de dosis (Carpenter y Harms 2023). Las investigaciones han evidenciado diferencias farmacocinéticas significativas entre especies, resaltando la necesidad de estudios específicos y de evaluar cuidadosamente los posibles efectos adversos (Baert y Backer 2003).

En la clínica de Hannover, muchas aves internadas presentaban problemas reproductivos, como retención de huevos, priorizándose el manejo conservador o la estabilización previa a cirugía. El tratamiento incluía analgesia con meloxicam y la administración de gluconato de calcio por su frecuente deficiencia como causa del problema (Stout 2016). Además, se estabilizaban con fluidoterapia, alimentación forzada con sonda en el buche en caso de anorexia, un ambiente con temperatura controlada, y lactulosa para facilitar la evacuación de heces, dificultada por el huevo. Durante la pasantía, se adquirió experiencia en alimentación forzada, administración de fluidos y aplicación de medicamentos en aves.

La enrofloxacin fue el antibiótico más utilizado en pequeños mamíferos durante ambas pasantías. El uso de antibióticos en conejos, cobayos y chinchillas plantea el desafío de evitar disbiosis, una complicación potencialmente fatal que limita las opciones disponibles (Hedley 2018). Este antibacteriano destaca por su amplio espectro de acción y menor riesgo de causar esta condición (Mitchell 2006). Según la literatura, la selección del antibiótico en estas especies depende de la preferencia del clínico y las restricciones legales del país. No obstante, se procura basar los tratamientos en un conocimiento adecuado de los patógenos más

comunes, apoyándose, en la medida de lo posible, en cultivos y antibiogramas (Harcourt-Brown y Chitty 2016; Hedley 2018).

En el departamento de aves en Hannover, se empleaban comúnmente dos antimicrobianos para tratar infecciones fúngicas. La anfotericina B se utilizaba para la infección gastrointestinal causada por la levadura *Macrorhabdus ornithogaster*, la cual causa una enfermedad común en periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*), mientras que el voriconazol era el medicamento elegido para casos de aspergilosis pulmonar (Püstow y Krautwald-Junghanns 2017).

La información sobre la farmacocinética, farmacodinamia y eficacia de la anfotericina B en aves sigue siendo limitada. No obstante, este medicamento es considerado el tratamiento de elección contra *M. ornithogaster* por su acción fungicida y amplio espectro de actividad (Baron et al. 2018). Aunque se ha observado una reducción significativa de la levadura tras su uso, la eficacia del tratamiento varía considerablemente entre individuos, y los signos clínicos suelen reaparecer en casos crónicos o avanzados (Ledwon et al. 2016; Püstow y Krautwald-Junghanns 2017;). Estas limitaciones, junto con la duración prolongada del tratamiento y sus resultados inconsistentes, subrayan la necesidad de realizar más estudios que permitan desarrollar alternativas terapéuticas más eficaces (Baron et al. 2018).

El voriconazol es un triazol de segunda generación con alta actividad frente a *Aspergillus* spp. y una de las alternativas más innovadoras para el tratamiento de la aspergilosis en aves exóticas. Su farmacocinética ha sido estudiada en psitácidos; sin embargo, aún son necesarios estudios controlados que respalden su eficacia, ya que los estudios retrospectivos deben interpretarse con cautela (Sánchez-Migallon Guzman et al. 2010; Flammer et al. 2024; Hinkle y Mans 2024). Entre sus

ventajas destaca que, aunque los azoles son conocidos por su potencial hepatotoxicidad, el voriconazol suele ser bien tolerado por especies particularmente susceptibles, como el loro gris africano (*Psittacus erithacus*). No obstante, se recomienda un monitoreo regular de los valores hepáticos durante su administración (Krautwald-Junghanns et al. 2015).

En el ICP, la enrofloxacin fue el antibiótico de elección por su acción frente a la mayoría de los patógenos grampositivos y gramnegativos aislados en reptiles, aunque los estudios de su farmacocinética son limitados (Mitchell 2006). Para la inflamación y el dolor en serpientes, se usó ketoprofeno, un AINE no selectivo de COX. La variabilidad en la expresión de las ciclooxigenasas (COX) encontrada en procesos inflamatorios en reptiles podría influir en la eficacia del tipo de AINE seleccionado, aunque este aspecto requiere mayor investigación (Ting et al. 2022). Estudios en dragones barbudos indican que el ketoprofeno es seguro a las dosis actualmente utilizadas, aunque la evidencia sobre su eficacia y farmacocinética en reptiles sigue siendo escasa (Vigneault 2022; Sladky y Mans 2012b).

Además del tratamiento farmacológico, el manejo terapéutico integral incluye intervenciones no farmacológicas que también son esenciales para el bienestar animal. Por ejemplo, en casos de disecdisis de serpientes en el ICP, se realizaban baños tibios en agua con clorhexidina. Aunque este signo es inespecífico y requiere un abordaje diagnóstico para identificar su causa subyacente, este tipo de manejo es fundamental. En particular, el tratamiento tiene un componente preventivo clave, ya que la retención de mudas puede derivar en complicaciones como constricciones cutáneas o infecciones secundarias (Vogelnest 2017).

3.4.3.2. Terapia quirúrgica

Se participó en diversas cirugías realizadas en mascotas exóticas, siendo la mayoría de las observadas con fines curativos, ya que respondieron a casos en los que una terapia medicamentosa no era suficiente para obtener resultados favorables. En Hannover se observaron 16 procedimientos quirúrgicos, de los cuales el 50% (8/16) correspondieron a aves (Cuadro 3).

Cuadro 3. *Distribución y propósitos de las cirugías realizadas durante la pasantía en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, Alemania, del 01 de febrero al 31 de marzo 2023.*

Clase	Procedimiento	Cantidad	Propósito
Mammalia	Enucleación	1	Curativo: remoción órgano necrótico
	Ablación parcial de canal auditivo	1	Curativo y preventivo: curar la infección existente y evitar la progresión hacia infecciones crónicas/ recurrentes
	Apicectomía	1	Curativo: eliminar infección y preservar la funcionalidad del diente afectado
	Ovariohisterectomía (OVH)	1	Electivo
	Corrección de hernia	1	Curativo y preventivo
	Amputación de dedo	1	Curativo: remoción de tejido necrótico
Aves	Celiotomía	7	Curativo: remoción de huevos laminados en tracto reproductor
	Osteosíntesis	1	Curativo: corrección de fractura
Reptilia	Extirpación de masa cutánea	2	Electivo
	Total	16	

La cirugía más observada fue la celiotomía en aves, realizada con el objetivo de remover huevos laminados retenidos en el oviducto. En la mayoría de los casos, se empleó la salpingotomía, un procedimiento que permitió extraer el material caseoso sin necesidad de extirpar el órgano. Sin embargo, en casos de salpingitis severa, se optó por la salpingohisterectomía como solución definitiva, tal como lo respalda la literatura para estos escenarios, incluyendo daño tisular extenso, coelomitis grave o problemas recurrentes (Mehler y Bennet 2022; Konicek et al. 2020).

Todos los procedimientos se realizaron en gallinas, esto debido a que es una especie en la que los problemas reproductivos son particularmente frecuentes. Esto se debe a su elevada frecuencia de ovulación, consecuencia de la selección genética ejercida durante siglos para maximizar su producción de huevos. Incluso cuando son mantenidas como mascotas, estas características reproductivas no desaparecen, lo que las predispone a diversas patologías asociadas (Raftery y Jones 2019).

Cabe destacar que, debido a esta predisposición, en el hospital se aplica de manera rutinaria un tratamiento preventivo con implante subcutáneo de deslorelina (Suprelorin®), un agonista de la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH) que reduce la producción de la hormona foliculoestimulante (FSH) y luteinizante (LH), previniendo así la ovulación (Raftery y Jones, 2019). Este tratamiento tiene como objetivo prevenir la producción de huevos y, con ello, evitar problemas como su retención. Además, la deslorelina presenta una duración de acción más prolongada en comparación con formulaciones de corta duración, como la leuprolida. Es una alternativa menos invasiva y más económica que las cirugías reproductivas, las

cuales implican mayores riesgos y complicaciones, especialmente en aves pequeñas (Mans y Pilny 2014).

Los procedimientos electivos durante esta pasantía fueron una ovariectomía (OVH) en una coneja y dos extirpaciones de masas cutáneas en dragones barbudos. Aunque consideradas electivas, muchas de estas lesiones cutáneas en esta especie son malignas, como los carcinomas de células escamosas (Kubiak et al. 2019). Sin estudios histopatológicos por decisión de los propietarios, estas cirugías pudieron cumplir un rol preventivo o curativo, destacando la importancia de tratar cualquier masa sospechosa de forma oportuna.

Durante la pasantía con el Dr. Campos, se asistió en seis cirugías, siendo todas curativas, incluida la OVH en una coneja con una masa mamaria y un tumor uterino (Cuadro 4).

Cuadro 4. *Distribución y propósito de las cirugías realizadas en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.*

Clase	Procedimiento	Cantidad	Propósito
Mammalia	Mastectomía y OVH	1	Curativo, eliminación de neoplasia mamaria y uterina
Aves	Amputación de Ala	1	Curativo, remoción de ala con fractura expuesta y necrosis
	Remoción de absceso	1	Curativo
	Reparación de buche	1	Curativo, reparación de ruptura de buche por cuerpo extraño
Reptilia	Enterotomía	1	Curativo, remoción de fecaloma sin resolución medicamentosa
	Colecistectomía	1	Curativo y preventivo

Es posible que se tratara de un adenocarcinoma uterino, patología común en conejas no esterilizadas y puede estar asociado con tumores mamarios debido a desequilibrios hormonales prolongados (Harcourt-Brown 2017). Aunque no se confirmó histopatológicamente, es probable que ambas lesiones estuvieran relacionadas, lo que resalta la importancia de la esterilización temprana para prevenir estas patologías.

Aunque el enfoque de la pasantía no fue específicamente quirúrgico, la observación de diversos procedimientos permitió adquirir conocimientos valiosos sobre la cirugía como alternativa terapéutica o única opción en ciertas patologías. Además, se comprendió el propósito detrás de cada intervención y se apreció la diversidad de técnicas quirúrgicas actualmente disponibles en estas especies, un campo que continúa especializándose y desarrollándose (Bennett y Pye 2022).

3.5. Toma de muestras y necropsias en animales silvestres y exóticos.

3.5.1. Toma de muestras

3.5.1.1. Muestras de sangre

Se adquirió práctica en la toma de muestras de sangre en conejos y cobayos en la clínica de Hannover. En conejos, la técnica más frecuente fue la punción de la arteria auricular. Se golpea suavemente el recorrido de la arteria para facilitar la vasodilatación y se limpia con alcohol (Moore et al. 2015). Luego se introduce una aguja calibre 22-23 y se recoge la muestra por goteo. En la práctica con el Dr.

Campos, se prefería la punción en la vena auricular marginal con un catéter de calibre 24-26, aplicando presión en la base de la oreja para aumentar el diámetro venoso (Cuadro 5).

Cuadro 5. *Sitio de toma de muestras sanguíneas observados en las diversas especies y materiales utilizados en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, Alemania, del 01 de febrero al 31 de marzo 2023 y en el Gran Área Metropolitana, Costa Rica, durante la pasantía con el Dr. Campos del 01 de agosto al 28 de octubre del 2023.*

Especie	Ubicación de pasantía	Sitio de toma de muestra	Materiales
Conejo	Hannover, Alemania	Arteria auricular central y safena	Agujas de 22-23 G sin conector plástico
	Costa Rica	Vena marginal auricular y safena	Catéter de 24-26 G
Cobayos	Hannover, Alemania	Vena safena	Agujas de 23 G sin conector plástico
Aves	Hannover, Alemania	Vena basílica	Agujas de 25-29G con jeringas de 1mL
	Costa Rica	Vena medial metatarsal ¹ y basílica ²	Catéter de 24-26 G ¹ , Agujas de 25-29G con jeringas de 1mL ²
Tortugas	Hannover, Alemania	Vena coccígea dorsal	Agujas de 25G con jeringas de 1mL
Serpientes	Costa Rica (ICP)	Vena coccígea ventral	Agujas 23G con jeringas de 3 ml

Estas dos opciones de toma de muestra sanguínea son las más utilizadas, ya que otros sitios requieren una restricción más incómoda y estresante para el animal (Moore et al. 2015). El flujo sanguíneo venoso suele ser lento, lo que aumenta el riesgo de coagulación y colapso de la vena debido a su baja elasticidad,

dificultando la extracción en algunos casos; en cambio, la muestra arterial presenta mayor riesgo de trombosis y necrosis cutánea (Hein 2014; Wang et al. 2020). A pesar de esto, ambas técnicas fueron efectivas para obtener pequeños volúmenes de sangre. Además, se ha demostrado que la sangre arterial puede reemplazar a la venosa para el análisis de valores bioquímicos (Wang et al. 2020).

La práctica de toma de muestras en cobayos se realizó en la vena safena lateral, el vaso de primera elección en esta especie (Glöckner 2015). Para ello, el cobayo se coloca en decúbito esternal sobre la mesa, con la pata trasera extendida fuera del borde y se aplica un torniquete por encima de la articulación de la rodilla. Una vez localizada la vena, se introduce la aguja. En casos de difícil visualización, se sigue la posición anatómica lateral a la articulación tarsal (Zimmerman et al. 2015). El conector plástico de la aguja solía romperse en estos casos, lo cual es recomendable para evitar la coagulación prematura de la muestra (Glöckner 2015).

En reptiles, se observó la toma de muestra de la vena coccígea dorsal en tortugas en la clínica de Hannover. Aunque esta venopunción es común, conlleva riesgo de contaminación con linfa y líquido cefalorraquídeo. La vena yugular es preferida para minimizar este riesgo; sin embargo, su uso es más viable en animales muy enfermos o anestesiados, ya que permite manipular el cuello con menor riesgo de estrés o lesión cervical (Divers 2019).

En el ICP, se utiliza la vena coccígea ventral como sitio de venopunción principal en serpientes, realizándose detrás de la doceava escama subcaudal para evitar dañar los hemipenes en machos (Kanda y Brandão 2021). Esta venopunción es segura si se realiza con precisión, aunque la recolección puede ser difícil en especies con vasos pequeños. En cascabeles, la recolección es más sencilla gracias a sus grandes vasos coccígeos ventrales, resultado de sus colas

musculosas (Stacy et al. 2019). Otra opción en serpientes es la venopunción intracardiaca, pero debe realizarse con extremo cuidado para evitar laceraciones y hemorragias (Divers 2019).

En la clínica de Hannover se observó que el sitio preferido para la toma de muestra de sangre en aves era la vena basílica (ubicada en la parte interna de ala), una de las tres opciones recomendadas junto con la yugular y la metatarsiana (Dyer y Cervasio 2008). La vena basílica es útil para volúmenes pequeños, como la metatarsiana, pero es más frágil y susceptible a hematomas en comparación con las otras venas. Sin embargo, la pérdida de sangre en este sitio no representa un riesgo vital como en la yugular (Chitty 2018). Por seguridad, la clínica optaba rutinariamente por anestésicar al ave, lo cual reduce el movimiento y el estrés, facilitando la extensión del ala.

3.5.1.2. Muestreo de anfibios con fines investigativos

En las giras de muestreo de anfibios del ITAW, se utilizaba el hisopado de piel, un método recomendado por su alta sensibilidad en la detección del hongo *B. dendrobatidis* y *B. salamandrivorans*, además de ser no invasivo y adecuado para estudios de campo (Hyatt et al. 2007). Las áreas de muestreo incluían las superficies ventrales de las extremidades y el abdomen, seleccionadas para minimizar falsos negativos, ya que el hongo muestra una mayor intensidad de infección en estas zonas específicas (Brem et al. 2007; North y Alford 2008).

El muestro en cada zona seguía un orden fijo y se realizaban cinco frotados por área, un número adecuado según el protocolo para la detección del hongo en estas especies (Brem et al. 2007; Hyatt et al. 2007). Se cuidaba de no lastimar la piel y, al terminar, el hisopo se introducía en un tubo Eppendorf®, quebrando su

extremo para cerrar el vial. En estos muestreos, es fundamental una metodología clara y repetible entre los miembros del equipo para no afectar los resultados (Hyatt et al. 2007).

La bioseguridad fue una prioridad en estas giras y durante todo el proceso de muestreo, cuidándose desde la preparación del equipo y la vestimenta antes de cada salida. Todos los implementos eran lavados y desinfectados días antes y se almacenaban en una habitación limpia, subiéndolos luego a un camión previamente desinfectado. Al llegar al sitio de muestreo, se colocaban las botas desinfectadas, que regresaban al camión al finalizar. Esto es fundamental para evitar la diseminación del agente a través del calzado o equipo. Además, la selección de botas de hule fue adecuada por su facilidad de limpieza y desinfección (Kast y Hanna 2008).

Además, se utilizó un par de guantes de nitrilo por manipulación y muestreo de cada individuo para evitar la transferencia del hongo, siguiendo las recomendaciones de bioseguridad para el muestreo en anfibios (Wilkinson 2015a). La elección de guantes de nitrilo concuerda con lo recomendado por Méndez y colaboradores (2008), quienes demostraron que los guantes de nitrilo tienen un efecto fungicida superior al de los guantes de látex. Sin embargo, el contacto y el lavado con etanol o agua disminuyen este efecto, por lo que el protocolo de muestreo recomendado sigue siendo cambiar de guantes entre cada individuo.

3.5.1.3. Toma y procesamiento de muestras de heces de serpientes

En el ICP se recolectaron 45 muestras fecales provenientes de individuos de diversas especies, de las cuales el 64% (29/45) resultaron positivas para parásitos (Cuadro 6).

Cuadro 6. *Distribución de muestras fecales de serpientes positivas y tipos de parásitos analizados en el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica del 07 de junio al 21 de julio 2023.*

Especie	Muestras tomadas	Muestras positivas (%)	Muestras con múltiples tipos de parásitos (%)	Parásitos encontrados
<i>Atropoides picadoi</i>	15	86.6	73.3	Cestodos Coccidios Oxiúridos
<i>Micrurus nigrocinctus</i>	9	55.5	0	Coccidios Strongyloides Capillaria
<i>Crotalus simus</i>	7	71.4	57.1	Cestodos Coccidios Oxiúridos
<i>Bothriechis lateralis</i>	7	42.8	0	Coccidios
<i>Lachesis stenophrys</i>	3	33.3	33.3	Cestodos Oxiúridos
<i>Cerrophidion sasai</i>	2	50	0	Coccidios
<i>Micrurus mosquitensis</i>	1	0	0	N/A
<i>Bothrops asper</i>	1	100	0	Coccidios
Total	45	64.4	35.5	

Algunas muestras se obtuvieron durante la examinación física, pero la mayoría se recolectaron durante las labores de limpieza de recintos. Esto explica por qué ciertas especies, como *A. picadoi*, fueron muestreadas con mayor frecuencia, dado que se participó en el mantenimiento rutinario de sus áreas.

Solo se recolectaron muestras con apariencia fresca, las cuales fueron identificadas y almacenadas a una temperatura de 4°C. Posteriormente, se transportaron semanalmente en una hielera al Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica para su procesamiento. Las muestras se analizaron mediante la técnica de flotación gravitacional utilizando solución de azúcar Sheather con una gravedad específica de 1.2, según lo descrito por Zajac et al. (2021).

Esta solución se considera ideal para la extracción de la mayoría de los huevos y ooquistes, ya que no se cristaliza y no deforma la mayoría de los huevos de helmintos ni ooquistes (Broussard 2003). No se utilizó la técnica de frotis fecal directo, recomendada para la identificación de trofozoitos de protozoarios, debido a que las muestras no eran suficientemente frescas y este método requiere examinación en menos de 30 minutos tras la recolección (Wellehan y Walden 2019; Zajac et al. 2021).

Dentro de las muestras positivas, el hallazgo más predominante fue la presencia de ooquistes de coccidios en un 83% (24/29) de ellas. Entre los coccidios que comúnmente afectan a serpientes se encuentran géneros como *Isospora* y *Eimeria*, y es probable que los ooquistes observados pertenecieran a alguno de estos, aunque no fue posible diferenciarlos debido a que no estaban esporulados; no obstante, las recomendaciones de control son las mismas (Hernández-Divers

2006). Su ciclo de vida es directo, lo que los convierte en parásitos más viables en cautiverio en comparación con aquellos de ciclo indirecto (Wellehan y Walden 2019).

Los ooquistes estuvieron presentes en casi todas las especies muestreadas y en seis de los siete cuartos evaluados, indicando una situación extendida en el centro. Los protocolos de tratamiento, basados en medicamentos coccidiostáticos, requieren dosis repetidas (Mitchell 2007), lo que implica riesgos para el personal en el manejo de especies venenosas y no garantiza la eliminación del parásito. Por ello, se recomienda priorizar la limpieza y desinfección de recintos y equipo, así como evitar el traslado de animales a espacios no higienizados como medidas clave para su control (Pasmans et al. 2008).

La presencia de muestras multiparasitarias con coccidios, oxiúridos y cestodos se detectó exclusivamente en *A. picadoi*, *C. simus* y *L. stenophrys*, incluso cuando algunos individuos de estas especies se encontraban en diferentes cuartos del ICP. La parasitosis por cestodos en serpientes generalmente requiere un ciclo indirecto complejo que involucra uno o más huéspedes intermediarios, lo que la hace poco factible en cautiverio (Hernández-Divers 2006; Mitchell 2007; Zajac et al. 2021). Por su parte, los oxiúridos, pertenecientes a la superfamilia Oxyuroidea, son poco comunes en serpientes y usualmente no patogénicos (Mitchell 2007; Hernández-Divers 2006).

Dado lo anterior, es posible que estos hallazgos reflejen pseudoparásitos provenientes de los roedores consumidos como presas, ya que las especies con estos hallazgos comparten la característica de que se alimentan de ratas y ratones grandes. La presencia de pseudoparásitos es común en reptiles que consumen este tipo de dieta y su distinción con parásitos reales de estas especies es importante, ya que estos no requieren tratamiento (Wellehan y Walden 2019).

Las medidas tomadas de los huevos en el laboratorio para identificar oxiúridos como *Syphacia obvelata* y *Aspiculuris tetraptera*, así como cestodos del género *Hymenolepis*, todos comunes en roedores siguieron las recomendaciones de Zajac et al. (2021). Esto coincide con lo encontrado por Calderón-Marín (2012), quien identificó parásitos congruentes con los géneros *Aspiculuris* y *Hymenolepis* en *C. simus* y *B. asper* en el ICP, confirmando su origen en los roedores utilizados como alimento mediante frotis directos.

Trabajos previos en el ICP han buscado establecer programas de desparasitación, como el trabajo de Villalobos-Marín (2013), concluyendo en este que además del uso de medicamentos, es esencial la limpieza adecuada de los recintos, especialmente para parásitos con ciclos directos. También resulta fundamental evaluar las presas y realizar análisis coproparasitológicos para implementar un control efectivo.

La toma y procesamiento de muestras en serpientes permitió no solo desarrollar habilidades en la identificación de parásitos, sino también resaltar la importancia de estos estudios en colecciones de animales en cautiverio. Más allá de evaluar la eficacia de tratamientos y protocolos desparasitantes, estos análisis permiten identificar desafíos relacionados con la bioseguridad y la calidad de las presas ofrecidas.

3.5.2. Necropsias

Se colaboró en la realización de necropsias en la clínica de Hannover, el ITAW y el ICP, sumando un total de 19 especies (Anexo 6). Las necropsias en la clínica se llevaron a cabo en pacientes fallecidos que se mantenían para su disección por los estudiantes, facilitando el aprendizaje de anatomía y el

reconocimiento de enfermedades en diversas especies. Sin embargo, esta destreza se consolidó en los institutos de investigación, donde las necropsias seguían un protocolo minucioso y estandarizado por especie, lo cual es indispensable para poder realizar análisis exhaustivos y repetibles cuando se quieren estudiar poblaciones o grupos de animales.

En el ITAW, la experiencia en necropsias se centró en mamíferos marinos y anfibios, con la participación en la disección y toma de muestras de 26 individuos (Figura 8).

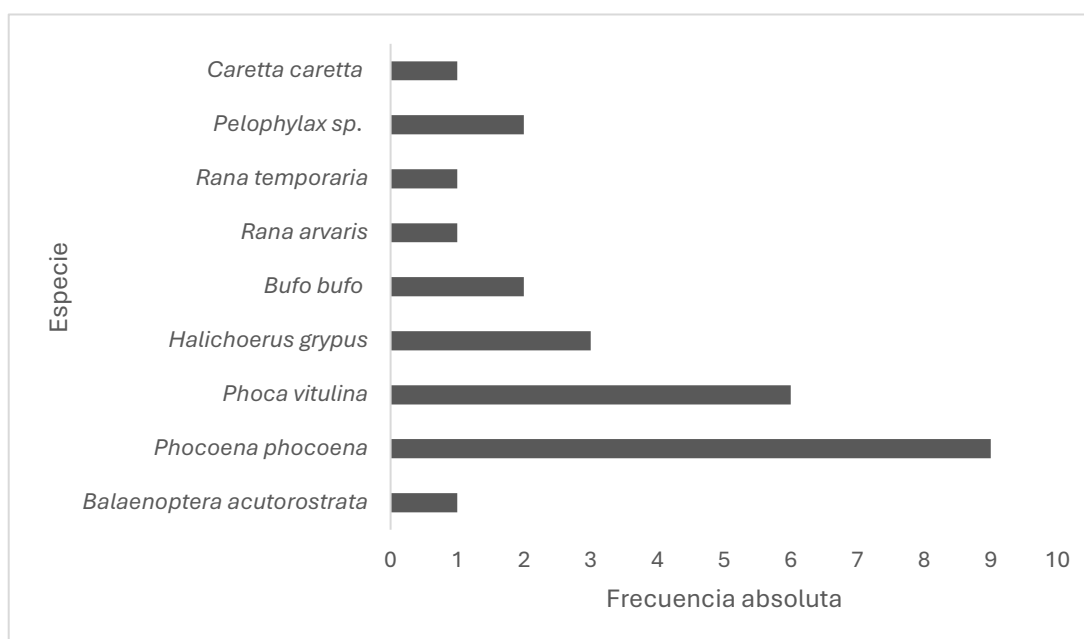


Figura 8. Distribución de necropsias por especie durante la pasantía en el Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, Alemania, del 05 de abril al 31 de mayo del 2023.

Las especies más frecuentemente necropsiadas coinciden con aquellas en las que el centro se especializa debido a su ubicación geográfica y relevancia: la foca común (*Phoca vitulina*), la foca gris (*Halichoerus grypus*) y la marsopa común

(*Phocoena phocoena*). Estas especies representan a los pinnípedos más comunes en el Mar de Wadden y el Mar Báltico, respectivamente (Lundström et al. 2007; Siebert et al. 2012). Por su parte, la marsopa común es el cetáceo más abundante en el Mar del Norte alemán y registra el mayor número de varamientos documentados en la región (Kinze et al. 2021).

Todas las necropsias de los individuos en categoría de descomposición uno o dos según lo descrito por Ijsseldijk y colaboradores (2019), incluían cuatro componentes clave: la recolección de datos de antecedentes, el examen externo de la carcasa, el examen interno y la toma de muestras.

En el examen externo se pesaba el animal, se describían lesiones externas a detalle, se determinaba la condición corporal, se tomaban medidas morfométricas de acuerdo con el protocolo y se realizaban incisiones para medir el grosor del tejido adiposo hipodérmico. En focas, se realizaba una incisión ventral a nivel del esternón y otra dorsal a la altura del centro de las escápulas. En la marsopa común, las incisiones se hacían en tres niveles: detrás de la aleta pectoral, craneal y caudal a la aleta dorsal, con mediciones dorsales, laterales y ventrales en cada nivel. Esta práctica es crucial en mamíferos marinos para evaluar sus reservas energéticas y la disponibilidad de alimento, además de reflejar variaciones en la condición corporal en relación con la edad, el sexo y factores estacionales (Siebert et al. 2022; Stepien et al. 2023).

En los individuos con disección y examen interno completo, se iniciaba con una incisión en la línea media ventral desde la mandíbula hasta el ano, y luego se buscaba separar la capa de grasa del músculo. Para evaluar el tejido y grasa subcutánea a profundidad, se realizaban incisiones cuadrangulares, con líneas perpendiculares entre sí, lo que permite evaluar distintos puntos y detectar lesiones,

cambios de color, hemorragias o quistes parasitarios que podrían no ser visibles sin una revisión exhaustiva (Lehnert et al. 2014; Ijsseldijk et al. 2019).

En la examinación interna, se iniciaba con la cavidad abdominal, retirando los órganos en bloque y anotando los hallazgos in situ. Luego se realizaba un corte en la unión costocondral para acceder al tórax y proceder de la misma manera. Cada órgano se evaluaba minuciosamente y se tomaban las muestras según el protocolo, utilizando etiquetas adhesivas con el código del animal y el tipo de muestra, lo que aseguraba la correcta identificación y cantidad uniforme de muestras por animal.

Se tomaron muestras para histopatología de todos los tejidos con lesiones macroscópicas, así como muestras de rutina de todos los órganos y tejidos disponibles, en línea con lo reportado por Siebert y colaboradores (2007). Todas se fijaron inmediatamente en formalina al 10%, fijador de elección por su buena penetración y dado que el producto comercial generalmente está tamponado a pH neutro, previene la formación de pigmentos no deseados para estudios histopatológicos (Ganjali y Ganjali, 2013).

También se tomaban muestras para bacteriología de hígado, riñón, pulmón, bazo, intestino y linfonodos mesentéricos, así como de tejidos que presentaran lesiones macroscópicas, lo cual concuerda con lo reportado por Siebert y colaboradores (2007). En algunos casos se observó la toma de muestras para virología, incluyendo hisopados traqueales y muestras de cerebro y pulmón, las cuales son utilizadas para el monitoreo de virus como influenza A o el virus del género Morbillivirus, responsables de mortalidad en mamíferos marinos (Sonne et al. 2020; Stockholm et al. 2023). En particular, el virus de distemper focino (VDF), un Morbillivirus, resulta de extrema importancia, ya que ha causado infecciones

epizoóticas en focas comunes del Mar del Norte en dos ocasiones (Reijnders et al. 2003; Siebert et al. 2007).

Parte del protocolo de muestreo incluyó la recolección de cortes de grasa, músculo, hígado y riñón para análisis toxicológicos, enfocados principalmente en detectar contaminantes orgánicos persistentes (COP) (Ijsseldijk et al. 2019). Estos contaminantes, son insolubles en agua y además son absorbidos por fragmentos de microplásticos que luego ingieren los animales, acumulándose en su tejido graso (Kruse et al. 2020). Es importante destacar que estas muestras se envolvían en papel aluminio, práctica acorde con el protocolo de Kuiken y Hartmann (1991), cuyo propósito es evitar la contaminación de la muestra con plástico.

También se recolectaron dientes como parte de las muestras, ya que el recuento de las capas de crecimiento en estos dientes permite determinar con precisión la edad de estas especies (Henriksen et al. 2024). La determinación de la edad es necesaria para establecer relaciones con diversos hallazgos patológicos (Siebert et al. 2007). En el caso de la marsopa común, se extraían al menos cuatro dientes de la parte media de la mandíbula, ya que se ha demostrado que esta ubicación proporciona una estimación de edad más precisa. En las focas, en cambio, se retiraban los colmillos, que facilitan un conteo más efectivo de la dentina (Raverty et al., 2018; Ijsseldijk et al. 2019).

En caso de hallar parasitosis, se anotaba su localización, el grupo taxonómico y la severidad. Los parásitos se limpiaban cuidadosamente con agua para retirar los detritos orgánicos y luego se preservaban en un recipiente con alcohol al 70%, el fijador comúnmente empleado en estudios parasitológicos de estas especies, que ha demostrado ser adecuado para la conservación y posterior identificación morfológica (Siebert et al., 2001; Herzog et al. 2024).

Durante la pasantía, se observó endoparasitosis en varias ocasiones, principalmente en los pulmones, aunque también en el corazón y el tracto gastrointestinal. Las infestaciones más graves fueron las nematodiasis pulmonares, especialmente en ejemplares juveniles de focas, que en algunos casos invadían completamente el lumen bronquial. Estas observaciones coinciden con lo reportado por Siebert y colaboradores (2007), quienes encontraron que las focas comunes menores a 18 meses tienden a ser más susceptibles a parasitosis y neumonías, lo cual se asocia al estrés inmunológico generado por el destete tras un periodo de lactancia corto, propio de esta especie.

Es importante mencionar que las carcasas variaban en el tiempo de descomposición antes de llegar al instituto, y no siempre se podía realizar la necropsia de inmediato, por lo que debían mantenerse en congelación. Ambos factores pueden afectar negativamente los resultados de las pruebas microbiológicas, por lo que es fundamental determinar el tipo de almacenamiento y el nivel de descomposición para seleccionar las muestras adecuadas y tenerlo en cuenta a la hora de interpretar resultados (Kuiken y Hartmann 1991).

Se participó en la necropsia de individuos de *Phocoena phocoena* en estado avanzado de descomposición. En estos casos, la toma de muestras era limitada y se centraba en el retiro de dientes, el complejo timpano-periótico y el contenido estomacal para análisis de dieta. No se realizó la disección completa ni la toma de otras muestras, ya que dichos procedimientos no son confiables debido a la autólisis postmortem (Ijsseldijk et al. 2019).

En el ITAW, también se participó en la disección postmortem de anfibios encontrados muertos durante las giras de muestreo, aprovechados para estudios en curso en el instituto. El procedimiento seguía un protocolo específico para estas

especies y también incluía los cuatro componentes: recolección de historia, examen externo, examen interno y toma de muestras. La disección se realizaba en decúbito dorsal, empleando una técnica precisa con tijeras y pinzas, en la que se levanta la piel y se recorta cuidadosamente, como recomienda la literatura para evitar dañar los tejidos pequeños y delicados (Low et al. 2016).

Se evaluaba la cavidad celómica in situ para registrar hallazgos y reconocer los órganos antes de extraerlos, lo cual requería conocimiento anatómico para evitar daños en las estructuras o pasar por alto anomalías (Cooper 2008). En algunos casos de *Bufo bufo* atropellados, se observaba pérdida de órganos, lo que también se anotaba. Luego, se realizaban cortes y se colocaban en cassettes identificados con lápiz de grafito para histopatología, prestando especial atención a áreas con cambios morfológicos o de coloración sugestivos de lesión.

El resto de las muestras se colocaban en tubos Eppendorf identificados. Se tomaban muestras de piel, músculo, riñón e hígado para toxicología, envueltas en aluminio. Además de una muestra de músculo para análisis de ADN. Los parásitos también se conservaban en alcohol al 70%, lo cual fue necesario en varios casos donde se encontraron nematodos en pulmón. La identificación y estudio de parásitos abre la puerta a investigaciones que relacionen su carga con hallazgos patológicos o condiciones predisponentes, además de destacar el potencial de los anfibios como bioindicadores ambientales, reflejando la calidad y cambios en sus ecosistemas (Koprivnikar et al. 2012).

Los conocimientos adquiridos en el ITAW dieron lugar a su aplicación en las necropsias realizadas en el ICP, donde se llevaron a cabo un total de siete necropsias. Estas se realizaban según sucedían los decesos de los animales, teniendo la ventaja de trabajar con especímenes frescos o en estado leve de

descomposición. Cuatro fueron hallados muertos y a tres de ellos se les practicó la eutanasia. Se asistió en la primera necropsia con el fin de aprender la técnica, el protocolo y familiarizarse con la anatomía de las serpientes. Las siguientes fueron efectuadas en su totalidad por la estudiante bajo supervisión de la médico veterinaria.

Los hallazgos se anotaron en la hoja de necropsia desarrollada. Su elaboración se inspiró en lo observado en ITAW y se ajustó a las recomendaciones de necropsias en reptiles por Stacy (2021). Esta práctica fue necesaria para asegurar una recolección consistente de la información entre necropsias, cultivar la habilidad de describir las lesiones patológicas y encontrar patrones epidemiológicos en el grupo (McAloose et al. 2018; Stacy 2021).

En estas especies se envuelve cuidadosamente la cabeza de las carcasas con cinta de enmascarar como paso inicial, debido a que existe un riesgo de envenenamiento por un contacto accidental con un diente. Por ende, la examinación de la cavidad oral no es exhaustiva a menos que se considere necesario. Se prosigue a pesar el cuerpo y tomar medidas longitudinales desde la cabeza a la cloaca y de la cloaca a la cola. Se inicia por una examinación externa, evaluando las escamas, la cloaca, la condición muscular y se palpa en búsqueda de cualquier anomalía.

Una vez anotados los hallazgos de la examinación externa se procede a colocar al animal en recumbencia dorsal. Obviando la cabeza, se inicia una incisión desde la parte más craneal hasta la cloaca. Según la preferencia del operador, se incide en uno o ambos bordes laterales de las escamas ventrales. Se comienza a reflejar lateralmente la piel y finalmente se realiza una incisión en la línea media

ventral para revelar la cavidad celómica. Se examinan cada uno de los órganos con base en el orden y recomendaciones de Stacy (2021).

Tomando en cuenta el total de necropsias, se hallaron alteraciones en los sistemas digestivo 36.8% (7/19), urinario 26.3% (5/19), tegumentario 26.3% (5/19), respiratorio 5.3% (1/19) y reproductivo 5.3% (1/19). El hígado y riñón fueron los órganos más comúnmente afectados y que mostraron mayores cambios morfológicos visibles, abarcando la mayor parte del parénquima, con la presencia de múltiples crecimientos neoplásicos acompañados de cavidades quísticas en los individuos afectados.

La investigación sobre la patología de las especies a las que se les hizo necropsia es limitada, lo que impide tener un conocimiento completo sobre la frecuencia de muchas de sus enfermedades tanto en cautiverio como en vida libre. Sin embargo, de acuerdo con la literatura, las neoplasias hepáticas y renales son hallazgos comunes en reptiles (Ossiboff 2018; Ladouceur 2021). Dentro de la clase Reptilia, el grupo de las serpientes tiende a presentar una mayor prevalencia de neoplasias (Garner et al. 2004; Page-Karjian et al. 2017; Ossiboff 2018).

Los vipéridos son los menos representados que los colúbridos, no obstante, existen reportes de neoplasias en estos órganos, incluyendo los géneros *Bothrops* y *Crotalus* (Mauldin y Done 2006; Page-Karjian et al. 2017). Con respecto a los hallazgos en piel, la única anomalía encontrada fue disecdisis, con cinco individuos presentando retención de mudas en distintas zonas del cuerpo.

Se extrajeron muestras de tejido con el objetivo de remitirlas para análisis histopatológico, según se considerara necesario para obtener un diagnóstico definitivo. Dichas muestras se almacenaron en recipientes con formalina al 10% y además se tomaron muestras adicionales de respaldo para su preservación

mediante formalina y congelamiento, en caso de ser requeridas en un futuro para complementar algún diagnóstico. Las muestras del líquido de las estructuras quísticas se tomaron con jeringas de forma estéril. Todas fueron debidamente identificadas y registradas en el formulario de necropsia correspondiente. Cabe destacar que los resultados obtenidos en el laboratorio no se incluyen en este documento, ya que constituyen información confidencial perteneciente al instituto.

4. CONCLUSIONES

4.1. Se obtuvo una valiosa práctica en el manejo seguro de serpientes venenosas en cautiverio, destacando el uso de equipo especializado para garantizar su manipulación adecuada.

4.2. Se profundizó en los principios de alimentación, monitoreo de parámetros ambientales, bioseguridad y acondicionamiento de recintos adecuados para especies de serpientes en cautiverio, elementos esenciales para garantizar el bienestar animal.

4.3. Se desarrolló experiencia en la inmovilización física y química de especies silvestres y exóticas, adaptando las técnicas a las necesidades de cada animal y garantizando procedimientos seguros mediante protocolos diseñados para minimizar riesgos y maximizar resultados.

4.4. Se adquirió experiencia en la gestión integral del diagnóstico y manejo terapéutico en especies exóticas, integrando herramientas como la historia clínica, el examen físico y técnicas de diagnóstico por imagen para alcanzar diagnósticos efectivos. Además, se consideró la farmacología específica de estas especies, resaltando la necesidad de investigaciones en farmacocinética y farmacodinamia para optimizar el uso basado en evidencia de los tratamientos.

4.5. Entre las habilidades adquiridas durante la formación, destaca la toma de muestras, tanto de sangre como de tejidos durante las necropsias. La experiencia práctica en disección se complementó con un entendimiento profundo del proceso sistematizado que rige una necropsia. Se reconoce que, independientemente de la especie y su tamaño, una necropsia eficaz requiere seguir una serie de pasos rigurosos que garanticen la obtención de información valiosa mediante una hoja de protocolo adaptada a la anatomía y patofisiología de cada especie.

5. RECOMENDACIONES

5.1. Se recomienda al estudiantado de medicina veterinaria interesado en el manejo y medicina de especies exóticas buscar oportunidades de formación mediante pasantías en centros especializados. Esto les permitirá adquirir habilidades prácticas esenciales, como el manejo seguro, la administración terapéutica específica y la realización de procedimientos diagnósticos fundamentales para su desarrollo profesional.

5.2. Se sugiere a los programas académicos de medicina veterinaria incluir mayor formación práctica en el manejo específico de especies exóticas, enfocándose en procedimientos como la toma de muestras biológicas, administración terapéutica y técnicas diagnósticas, para fortalecer las habilidades clínicas de los estudiantes.

5.3. Se propone a los centros que trabajan con animales en cautiverio, fauna silvestre, clínicas veterinarias y centros de investigación realizar necropsias completas y bien documentadas en todos los casos de mortalidad. Esto permitirá no solo identificar causas de muerte, sino también generar información valiosa para mejorar los protocolos terapéuticos, de manejo y contribuir a la conservación de las especies mediante la identificación de patrones patológicos recurrentes.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Albuquerque IMB, Montes-Iturrizaga D, Almeida EM, Silva-Neto JdeML. 2013. Fecal impaction in a python (*Boa constrictor*) - case report. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 24 (4): 555-560. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172013000400018&lng=es&nrm=iso&tlng=es DOI: 10.5555/20143008793.
- Aguirre AA. 2009. Essential veterinary education in zoological and wildlife medicine: a global perspective. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*. [Internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 28 (2): 605-610. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/41403450_Essential_veterinary_education_in_zoological_and_wildlife_medicine_A_global_perspective DOI: 10.20506/rst.28.2.1901
- [AVMA] American Veterinary Medical Association. 2018. AVMA pet ownership and demographics sourcebook 2017-2018. [Internet]. Estados Unidos: AVMA; [citado el 26 de Julio del 2022]. Disponible desde: <https://www.avma.org/sites/default/files/resources/AVMA-Pet-Demographics-Executive-Summary.pdf>
- Baert K, Backer PD. 2003. Comparative pharmacokinetics of three non-steroidal anti-inflammatory drugs in five bird species. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Pharmacology, Toxicology and Endocrinology*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 134 (1): 25-33. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12524015/> DOI: 10.1016/s1532-0456(02)00184-9
- Baron HR, Leung KCL, Stevenson BC, Sabater-González M, Phalen DN. 2018. Evidence of amphotericin B resistance in *Macrorhabdus ornithogaster* in Australian cage-birds. *Medical Mycology*. [Internet]. [citado el 11 de Noviembre del 2024]; 57(4):421-428.

Disponible en: <https://academic.oup.com/mmy/article-abstract/57/4/421/5066507>

DOI: 10.1093/mmy/myy062

Barten SL, Fleming GJ. 2014. Current herpetologic husbandry and products. In: Mader DR, Divers SJ, editors. Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery. Missouri: Elsevier Inc. 2-12p.

Barter LS. 2011. Rabbit Analgesia. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 14 (1): 93-104. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21074705/> DOI: 10.1016/j.cvex.2010.09.003

Bean AD. 2013. Ovarian cysts in the guinea pig (*Cavia porcellus*). Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 8 de Noviembre del 2024]; 16 (3): 757-776. Disponible en: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(13\)00051-0/abstract](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(13)00051-0/abstract) DOI: [10.1016/j.cvex.2013.05.008](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2013.05.008)

Bennett RA, Pye GW. 2022. Surgery of Exotic Animals. Hoboken, Nueva Jersey: John Wiley & Sons, Inc. 465p.

Bhadesiya CM, Patel VA, Gajjar PJ, Anikar MJ. 2021. Case studies on overgrown beak in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). Journal of Entomology and Zoology Studies. [Internet]. [citado el 11 de Setiembre del 2024]; 9(1): 1778-1780. Disponible en: <https://www.entomoljournal.com/archives/2021/vol9issue1/PartY/9-1-311-602.pdf>

Böhler A, Henninger W. 2008. Computed tomography of the rabbit head without general anesthesia. Wiener Tierärztliche Monatsschrift. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]. 95 (5): 116-120. Disponible en: https://www.wtm.at/explorer/WTM/Archiv/2008/WTM_05-06-2008_Artikel_2.pdf

Böhmer E, Crossley D. 2011. Objective interpretations of dental disease in rabbits, guinea pigs and chinchillas: use of anatomical reference lines. The European Journal of Companion Animal Practice. [Internet]. [citado el 11 de Setiembre del 2024]; 21(1):

47-56. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/David-Lloyd-11/publication/42110080_Recognising_and_controlling_risk_factors_for_antimicrobial_resistance/links/5447ded90cf22b3c14e295b9/Recognising-and-controlling-risk-factors-for-antimicrobial-resistance.pdf#page=41 DOI: 10.1055/s-0038-1622802.

Brem F, Mendelson III JR, Lips KR. Field-Sampling Protocol for Batrachochytrium dendrobatidis from Living Amphibians, using Alcohol Preserved Swabs. [Internet]. 2007. Edición 1.0. Virginia: Conservation International: Editor; [18 de Julio del 2007; 13 de Setiembre del 2024]. Disponible desde: <https://www.amphibianark.org/wp-content/uploads/2018/07/Field-sampling-protocol-for-amphibian-chytrid-fungi.pdf>

Broussard JD. 2003. Optimal fecal assessment. Clinical Techniques in Small Animal Practice. [Internet]. [citado el 6 de Noviembre del 2024]; 18 (4): 218-230. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/14738202/> DOI: 10.1016/S1096-2867(03)00076-8

Brown SA, Nye RR. 2006. Essentials of the Exotic Pet Practice. Journal of Exotic Pet Medicine. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2022]; 15(3): 225-233. Disponible: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506306000668?via%3Dihub> . DOI: 10.1053/j.jepm.2006.06.009

[BVA] British Veterinary Association. [Internet]. 2019. Policy Statement: Non-traditional companion animals. Gran Bretaña: BVA; [actualizado el 6 de Agosto del 2022; citado el 6 de Agosto del 2022]. Disponible en: <https://www.bva.co.uk/media/1173/ntcas-may-2019.pdf>

Calderón-Marín CD. 2012. Identificación de parásitos intestinales en serpientes terciopelo (*Bothrops asper*) y cascabel (*Crotalus simus*) de colección y de primer ingreso en

el Instituto Clodomiro Picado. Alajuela, C.R.: Tesis (Diplomado) Universidad Técnica Nacional.

Campos- Picado, D. (2019). *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*. (Pasantía, Universidad Nacional de Costa Rica). <https://repositorio.una.ac.cr/items/a013838c-51fb-4d27-8e89-6e2bc68de1c7>

Cannon MJ. 2003. Husbandry and Veterinary Aspects of the Bearded Dragon (*Pogona spp.*) in Australia. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2022]; 12 (4): 205-214. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055937X03000367> . DOI: 10.1053/S1055-937X(03)00036-7

Capello V. 2004. Diagnosis and treatment of dental disease in pet rabbits and rodents: a review. *Exotic Animal Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 11 de Setiembre del 2024]; 2.2: 11-19. Disponible en: <https://www.capello.vet/assets/diagnosis-and-treatment-of-dental-disease-in-pet-rabbits-and-rodents---a-review.pdf>

Capello V. 2011. Common Surgical Procedures in Pet Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 20 (4): 294-307. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506311001716> DOI: 10.1053/j.jepm.2011.07.002

Carpenter JW, Harms CA. 2023. *Carpenter's Exotic Animal Formulary*. Missouri: Elsevier. 818 p.

Chacón D, Rodríguez S, Arias J, Solano G, Bonilla F, Gómez A. 2012. Maintaining Coral Snakes (*Micrurus nigrocinctus*, Serpentes: Elapidae) for venom production on alternative fish-based diet. *Toxicon*. [Internet]. [citado el 12 de Abril del 2024]; 60:

249-253.

Disponibile

en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0041010112004291> DO

I: [10.1016/j.toxicon.2012.04.332](https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2012.04.332)

Chitty J. 2018. Sample taking and basic clinical pathology. In: Chitty J, Monks D, editors. BSAVA Manual of Avian Practice: A Foundation Manual. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 172-186 p.

Clauss M. 2012. Clinical technique: feeding hay to rabbits and rodents. Journal of Exotic Pet Medicine. [Internet]. [citado el 4 de Noviembre del 2024]; 21 (1): 80-86. Disponible

en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506311002229>

DOI: [10.1053/j.jepm.2011.11.005](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.005)

Cooper JE. 2008. Methods in herpetological forensic work - post mortem techniques.

Applied Herpetology. [Internet]. [citado el 5 de Setiembre del 2024]; 5: 351-370.

Disponibile

en:

[https://www.researchgate.net/publication/233648645_Methods_in_herpetological](https://www.researchgate.net/publication/233648645_Methods_in_herpetological_forensic_work_-_Post-mortem_techniques)

[forensic_work_-_Post-mortem_techniques](https://www.researchgate.net/publication/233648645_Methods_in_herpetological_forensic_work_-_Post-mortem_techniques) DOI: [10.1163/157075408786532110](https://doi.org/10.1163/157075408786532110)

Cooper SC, Metcalf-Pate KA, Barat CE, Cook JA, Scorpio DG. 2009. Comparison of side effects between buprenorphine and meloxicam used postoperatively in Dutch belted rabbits (*Oryctolagus cuniculus*).

Journal of the American Association for Laboratory Animal. [Internet]. [citado el 16 de Setiembre dl 2024]; 48 (3): 279-285. Disponible

en:

[https://www.ingentaconnect.com/contentone/aalas/jaalas/2009/00000048/0000000](https://www.ingentaconnect.com/contentone/aalas/jaalas/2009/00000048/00000003/art00008)

[3/art00008](https://www.ingentaconnect.com/contentone/aalas/jaalas/2009/00000048/00000003/art00008)

da Silva JP, Rahal SC, Reis-Castiglioni MC, Campos-Vetoratto M, Ichikawa RS, Friciello-

Teixeira RH, Pulz-Doiche D, Mamprim MJ. 2023. Ultrasonographic evaluation of the

liver and gallbladder and hepatic histogram of non-venomous snakes. Antomia,

Histologia, Embriologia. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 53 (1): e12996.
Disponibile en: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/ahe.12996> DOI:
[10.1111/ahe.12996](https://doi.org/10.1111/ahe.12996)

DeCubellis J, Graham J. 2013. Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 8 de Noviembre del 2024]; 16 (2): 421-435. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1094919413000030?via%3Dihub> DOI: [10.1016/j.cvex.2013.01.002](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2013.01.002)

Deflers H, Gandar F, Bolen G, Detilleux J, Sandersen C, Marlier D. 2022. Effects of a single opioid dose on gastrointestinal motility in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*): Comparisons among morphine, butorphanol, and tramadol. Veterinary Sciences. [Internet]. [citado el 16 de Setiembre del 2024]; 9 (1): 28. Disponible en: <https://www.mdpi.com/2306-7381/9/1/28> DOI: [10.3390/vetsci9010028](https://doi.org/10.3390/vetsci9010028)

Dehn S, Worrell B. 2018. How to carry out a wellness examination for rabbits. The Veterinary Nurse. [internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 9 (9): 490-496. Disponible en: <https://www.magonlinelibrary.com/doi/pdf/10.12968/vetn.2018.9.9.490?download=true> . DOI: [10.12968/vetn.2018.9.9.490](https://doi.org/10.12968/vetn.2018.9.9.490)

Delk KW, Carpenter JW, KuKanich B, Nietfeld J, Kohles M. 2014. Pharmacokinetics of meloxicam administered orally to rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) for 29 days. American Journal of Veterinary Research. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 75 (2): 195-199. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24471756/> DOI: [10.2460/ajvr.75.2.195](https://doi.org/10.2460/ajvr.75.2.195)

Divers SJ. 2019. Diagnostic techniques and sample collection. In: Divers SJ, Stahl SJ, editors. Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery. China: Elsevier Inc. 405-421p.

- Doss G, Mans C. 2021. Avian Sedation. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]; 35 (3): 253-268. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/354970465_Avian_Sedation DOI: [10.1647/20-00045](https://doi.org/10.1647/20-00045)
- Drews C. 2001. Wild animals and other pets kept in Costa Rican households: Incidence, species and numbers. *Society & Animals Journal*. [Internet]. [citado el 5 de Julio del 2022]; 9 (2): 107-126. Disponible en: <https://www.uky.edu/~jast239/courses/cr/wild.pdf>.
- Driggers T. 2000. Respiratory diseases, diagnostics, and therapy in snakes. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 3 (2): 519-530. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11228893/> DOI: [10.1016/s1094-9194\(17\)30086-5](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(17)30086-5).
- Dyer S, Cervasio EL. 2008. An overview of restraint and blood collection techniques in exotic pet practice. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 13 de Setiembre del 2024]; 11 (3): 423-443. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1094919408000200> DOI: [10.1016/j.cvex.2008.03.008](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2008.03.008)
- Fabrício-Neto A, Madelaire CB, Gomes FR, Andrade DV. 2019. Exposure to fluctuating temperatures leads to reduced immunity and to stress response in rattlesnakes. *Journal of Experimental Biology*. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 222:1-8. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31672725/> DOI: [10.1242/jeb.208645](https://doi.org/10.1242/jeb.208645).
- Fernández-Abarca S. 2007. Descripción de los eventos por Envenenamiento Ofídico en animales domésticos de Costa Rica. Heredia: Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional de Costa Rica.

- Fischer D, Lierz M. 2015. Diagnostic procedures and available techniques for the diagnosis of aspergillosis in birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 24 (3): 283-295. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506315000798> DOI: 10.1053/j.jepm.2015.06.016
- Fiskett RA. 2005. Increasing Efficiency and Profitability of the Exotic Pet Practice. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2022]; 8:475-486. Disponible en: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(05\)00038-1/fulltext](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(05)00038-1/fulltext) . DOI: 10.1016/j.cvex.2005.04.006
- Flammer K, Nettifee-Osborne JA, Webb DJ, Foster LE, Dillard SL, Davis JL. 2024. Pharmacokinetics of voriconazole after oral administration of single and multiple doses in African grey parrots (*Psittacus erithacus timneh*). *American Journal of Veterinary Research*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 69 (1): 114-121. Disponible en: <https://avmajournals.avma.org/view/journals/ajvr/69/1/ajvr.69.1.114.xml> DOI: 10.2460/ajvr.69.1.114
- Flecknell PA. 2001. Analgesia of small mammals. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 16 de Setiembre del 2024]; 4 (1): 47-56. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11217466/> DOI: [10.1016/s1094-9194\(17\)30050-6](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(17)30050-6)
- Fredholm DV, Carpenter JW, KuKanich B, Kohles M. 2013. Pharmacokinetics of meloxicam in rabbits after oral administration of single and multiple doses. *American Journal of Veterinary Research*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 74 (4): 636-641. Disponible en:

<https://avmajournals.avma.org/view/journals/ajvr/74/4/ajvr.74.4.636.xml>

DOI:

10.2460/ajvr.74.4.636

- Fry BG, Hendriks I, Rowley P, Jackson TNW, Van Der Ploeg H, Johnson M, Sasa M, Dunstan N, Barve S, Lock B, et al. 2015. Maintaining Venomous Reptile Collections: Protocols and Occupational Safety. In: Fry BG, editor. *Venomous Reptiles & Their Toxins*. Nueva York: Oxford University Press. 89-133 p.
- Funk RS, Stahl SJ. 2019. Snakes. In: Divers SJ, Stahl SJ, editor. *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery*. Missouri: Elsevier Inc. 145-151 p.
- Ganjali H, Ganjali M. 2013. Fixation in tissue processing. *International Journal of Farming and Allied Sciences*. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 2 (18): 686-689. Disponible en: <http://www.ijfas.com/wp-content/uploads/2013/10/686-689.pdf>
- Garcês A, Pires I. 2020. *Necropsy Techniques for Examining Wildlife Samples*. Singapur: Bentham Science Publishers. 1-2p.
- García-Dobles, S. (2022). *Pasantía en manejo, diagnóstico y terapéutica de especies silvestres en el centro de rescate Toucan Rescue Ranch, San Isidro de Heredia, Costa Rica*. (Pasantía, Universidad Nacional de Costa Rica). <https://repositorio.una.ac.cr/items/ce83b717-bbc5-49d5-9154-f6a472831f99>
- García-Rivera, H.G. (2022). *Pasantía en clínica de especies menores y animales exóticos en la Clínica Veterinaria Vicovet*. (Pasantía, Universidad Nacional de Costa Rica). <https://repositorio.una.ac.cr/items/a3485298-25bc-426a-a0a0-e267cec283f5>
- Garner MM, Hernández-Divers SM, Raymond JT. 2004. Reptile neoplasia: a retrospective study of case submissions to a specialty diagnostic service. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 9 de Mayo del 2024]; 7: 653-671. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/15296868/> DOI: [10.1016/j.cvex.2004.04.002](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2004.04.002)

- Girling SJ. 2005. Respiratory disease. In: Harcourt-Brown N, Chitty J, editors. BSAVA Manual of Psittacine Birds. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 170-179 p.
- Glöckner B. 2015. Blutentnahme beim Heimtier Indikationen, Parameter und Technik. Team Konkret. [Internet]. [citado el 6 de Setiembre del 2024]; 11 (3): 10-14. Disponible en: <https://www.thieme-connect.com/products/ejournals/abstract/10.1055/s-0035-1557797> DOI: 10.1055/s-0035-1557797.
- Gómez A. 2015. Hematología y bioquímica plasmática de la serpiente *Crotalus simus* (Serpentes: Viperidae), en condiciones de cautiverio. San José, C.R.: Tesis (Maestría) Universidad de Costa Rica.
- Graham J. 2006. Common Procedures in Rabbits. Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 11 de Setiembre del 2024]; 9 (2): 367-388. Disponible en: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(06\)00003-X/abstract](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(06)00003-X/abstract) DOI: [10.1016/j.cvex.2006.01.002](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2006.01.002)
- Grego KF, Vieira SEM, Prado J, Serapicos EO, Barbarini CC, Perez G, Souza F, Carvalho L, Rodrigues D, Rameh-de-Albuquerque LC, et al. 2021. Maintenance of venomous snakes in captivity for venom production at Butantan Institute from 1908 to the present: a scoping history. Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases. [Internet]. [citado el 17 de Agosto del 2022]. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/33597972/> DOI: 10.1590/1678-9199-JVATITD-2020-0068
- Gutierrez-Murillo, A. (2022). *Pasantía en medicina y cirugía de animales silvestres y mascotas no convencionales en el Centro Veterinario México, Ciudad de México.* (Pasantía, Universidad Nacional de Costa Rica). <https://repositorio.una.ac.cr/items/2e4fcd15-c0c8-4c89-9dcf-b52381cc783c>

- Haberfield J, Martelli P, Johnson R, Barten S, Gillett A, Lock B, Jones R, Simpson S, Jackson TNW, Cochran C, et al. 2015. Veterinary Care of Venomous Reptiles. In: Fry BG, editor. *Venomous Reptiles & Their Toxins*. Nueva York: Oxford University Press. 133-152 p.
- Harcourt-Brown F, Chitty J. 2016. *BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 439 p.
- Harcourt-Brown FM. 2017. Disorders of the reproductive tract of rabbits. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 5 de Noviembre del 2024]; 20 (2): 55-587. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28340889/> DOI: 10.1016/j.cvex.2016.11.010
- Harkewicz KA. 2001. Dermatology in reptiles: a clinical approach to diagnosis and treatment. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 9 de Mayo del 2024]; 4 (2): 441-461. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1094919417300397> DOI: [10.1016/S1094-9194\(17\)30039-7](https://doi.org/10.1016/S1094-9194(17)30039-7)
- Harper EJ, Skinner ND. 1998. Critical nutrition of small psittacines and passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 4 de Noviembre del 2024]; 7 (3): 116-127. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055937X98800029> DOI: 10.1016/s1055-937x(98)80002-9
- Hayes WK, Fox GA, Nelsen DR. 2020. Venom Collection from Spiders and Snakes: Voluntary and Involuntary Extractions (“Milking”) and Venom Gland Extractions. In: Priel A, editor. *Snake and Spider Toxins: Methods and Protocols*. Nueva York: Springer Science + Business Media, LLC. 53-72 p.

- Hedley J. 2018. Antibiotic usage in rabbits and rodents. In Practice. [Internet]. [citado el 10 de Noviembre del 2024]; 40 (6): 230-237. Disponible en: <https://bvajournals.onlinelibrary.wiley.com/journal/20427689>. DOI: 10.1136/inp.k2642
- Hein J. 2014. Blutentnahme und Venenverweilkatheter beim Kaninchen. Kleintier Konkret. [Internet]. [citado el 6 de Setiembre del 2024]; 17 (2): 23-25. Disponible en: <https://www.thieme-connect.com/products/ejournals/pdf/10.1055/s-0034-1384446.pdf> DOI: [10.1055/s-0034-1384446](https://doi.org/10.1055/s-0034-1384446)
- Henriksen LB, Thøstesen CB, Olsen AK, Larsen H. 2024. A new simple method for age determination of Harbour Porpoises (*Phocoena phocoena*). Journal of Aquatic Mammals. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 50 (1): 30-38. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/377410464_A_New_Simple_Method_for_Age_Determination_of_Harbour_Porpoises_Phocoena_phocoena DOI: [10.1578/AM.50.1.2024.30](https://doi.org/10.1578/AM.50.1.2024.30)
- Hernández-Divers SJ. 2006. Reptile parasites-summary table. In: Mader DR, editor. Reptile Medicine and Surgery. Missouri: Elsevier Inc. 1159-1170p.
- Herzog I, Wohlsein P, Preuss A, Gorb SN, Pigeault R, Ewers C, Prenger-Berninghoff E, Siebert U, Lehnert K. 2024. Heartworm and seal louse: Trends in prevalence, characterisation of impact and transmission pathways in a unique parasite assembly on seals in the North and Baltic Sea. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife. [Internet]. [citado el 4 de Setiembre del 2024]; 23: 100898. Disponible en: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2213224423000998?ref=pdf_download&fr=RR-2&rr=8df1df8b6a338d97 DOI: 10.1016/j.ijppaw.2023.100898

- Hinkle D, Mans C. 2024. Retrospective evaluation of voriconazole treatment in psittacines: 14 cases (2012-2023). *Journal of American Veterinary Medical Association*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 262 (8): 1062-1068. Disponible en: <https://avmajournals.avma.org/view/journals/javma/262/8/javma.24.01.0018.xml>
DOI: 10.2460/javma.24.01.0018
- Hoppmann E, Barron HW. 2007. Dermatology in reptiles. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 9 de Mayo del 2024]; 16 (4): 210-224. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506307001516> DOI: [10.1053/j.jepm.2007.10.001](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2007.10.001)
- Hyatt AD, Boyle DG, Olsen V, Boyle DB, Berger L, Obendorf S, Dalton A, Kriger K, Hero M, Hines H, et al. 2007. Diagnostic assays and sampling protocols for the detection of *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Disease of Aquatic Organisms*. [Internet]. [citado el 13 de Setiembre del 2024]; 73: 175-192. Disponible en: <https://www.int-res.com/articles/feature/d073p175.pdf> DOI: 10.3354/dao073175.
- Ijsseldijk LL, Brownlow AC, Mazzariol S. 2019. Best practice on cetacean post mortem investigation and tissue sampling. ACCOBAMS & ASCOBANS. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]. Disponible en: <https://accobams.org/wp-content/uploads/2021/07/Best-practices-on-cetacean-post-mortem-investigation.pdf>
- Kanda I, Brandão J. 2021. Catheterization and venipuncture. In: Graham JE, Doss GA, Beaufrère H, editors. *Exotic Animal Emergency and Critical Care*. Nueva Jersey : John Wiley & Sons, Inc. 722-731p.
- Kast J, Hanna N. Hygiene and Disease Control: Field and Captivity. [Internet]. 2008. Edición 1.1. AZA's Amphibian Taxon Advisory Group: Editor; [13 de Setiembre del 2024]. Disponible desde:

<https://citeseerx.ist.psu.edu/document?repid=rep1&type=pdf&doi=fe410cefe568f577a21ff30e59d851a4c24b4863>

Kinze CC, Czeck R, Herr H, Siebert U. 2021. Cetacean strandings along the German North Sea coastline 1604-2017. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 101(3):483-502. Disponible en: <https://www.cambridge.org/core/journals/journal-of-the-marine-biological-association-of-the-united-kingdom/article/cetacean-strandings-along-the-german-north-sea-coastline-16042017/86D5C35639F98537E9388588FF9BC730> DOI: 10.1017/S0025315421000503.

Kirkwood JK. 2003. Welfare, husbandry and veterinary care of wild animals in captivity: changes in attitudes, progress in knowledge and techniques. *International Zoo Yearbook*. [Internet]. [citado el 5 de Julio del 2022]; 38:124-130. Disponible en: <https://zslpublications.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1748-1090.2003.tb02072.x> . DOI: 10.1111/j.1748-1090.2003.tb02072.x

Koenig R. 2006. The pink death: Die-offs of the lesser flamingo raise concern. *Science* [Internet]. [citado el 13 de octubre de 2023]; 313 (5794): 1724-1725. Disponible en: <https://www.science.org/doi/full/10.1126/science.313.5794.1724> DOI:10.1126/science.313.5794.1724.

Konicek C, Pees M, Gumpfenberger M. 2020. Reproductive tract diseases in female backyard chickens (*Gallus gallus domesticus*) - diagnostic imaging and final outcome during a decade. *Tierärztliche Praxis Ausgabe K: Kleintiere / Heimtiere*. [Internet]. [citado el 5 de Noviembre del 2024]; 48 (2): 99-110. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32325525/> DOI: 10.1055/a-1128-4520

Koprivnikar J, Marcogliese DJ, Rohr JR, Orlofske SA, Raffel TR, Johnson PTJ. 2012. Macroparasite infections of amphibians: what can they tell us? *EcoHealth*. [Internet].

[citado el 5 de Setiembre del 2024]; 9: 342-360. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22810498/> DOI: 10.1007/s10393-012-0785-3

Koutsos EA, Matson KD, Klasing KC. 2001. Nutrition of birds in the order Psittaciformes : A review. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 4 de Noviembre del 2024]; 15 (4): 257-275. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/220049601_Nutrition_of_birds_in_the_order_Psittaciformes_A_review DOI: 10.1647/1082-

Krautwald-Junghanns ME, Pees M. 2011. Urogenital tract. In: Krautwald-Junghanns ME, Pees M, Reese S, Tully T, editors. *Diagnostic Imaging of Exotic Pets*. Hannover: Schlütersche. 122-135p.

Krautwald-Junghans ME, Vorbrüggen S, Böhme J. 2015. Aspergillosis in birds: an overview of treatment options and regimens. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 24 (3): 296-307. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/281212056_Aspergillosis_in_Birds_An_Overview_on_Treatment_Options_and_Regimes DOI: 10.1053/j.jepm.2015.06.012

Krautwald-Junghanns ME, Moerke-Schindler T, Vorbrüggen S, Cramer K. 2017. Radiography and ultrasonography in the backyard poultry and waterfowl patient. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 31 (3): 189-197. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28891693/> DOI: 10.1647/2016-198

Kruse K, Knickmeier K, Brennecke D, Unger B, Siebert U. 2020. Plastic debris and its impacts on marine mammals. In: Brennecke D, Knickmeier K, Pawliczka I, Siebert U, Wahlberg M. *Marine Mammals: a deep dive into the world of science*. Springer: Suiza. 49-62p.

- Kubiak M, Roach L, Eatwell K. 2016. The influence of a combines butorphanol and midazolam premedication on anesthesia in psittacid species. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]; 30 (4): 317-323. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/44805821> DOI: [10.1647/2013-072](https://doi.org/10.1647/2013-072).
- Kubiak M, Denk D, Stidworthy MF. 2019. Retrospective review of neoplasms of captive lizards in the United Kingdom. *Veterinary Record*. [Internet]. [citado el 5 de Noviembre del 2024]; 186 (1): 28. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31554709/> DOI: [10.1136/vr.105308](https://doi.org/10.1136/vr.105308)
- Kuiken T, Hartmann MG, editores. 1991. *Proceedings of the European Cetacean Society*; Leiden, The Netherlands: European Cetacean Society.
- Ladouceur EEB. 2021. Reptile Neoplasia. In: Garner MM, Jacobson ER, editors. *Noninfectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text*. Florida: Taylor & Francis Group, LLC. 1-52 p.
- Ledwon A, Szeleszczuk P, Czopowicz M. 2016. Assessment of the efficacy of amphotericin B for reduction of *Macrorhabdus ornithogaster* shedding in budgerigars. *Medycyna Weterynaryjna*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 72 (4): 237-239. Disponible en: <http://www.medycynawet.edu.pl/images/stories/pdf/pdf2016/042016/201604237239.pdf>
- Leenders T. 2019. *Reptiles of Costa Rica: A Field Guide*. Nueva York (NY): Cornell University Press. 623 p.
- Legendre L. 2016. Anatomy and disorders of the oral cavity of guinea pigs. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 11 de Setiembre del 2024]; 19 (3): 825-842. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27497208/> DOI: [10.1016/j.cvex.2016.04.006](https://doi.org/10.1016/j.cvex.2016.04.006)

- Lehnert K, Seibel H, Hasselmeier I, Wohlsein P, Iversen M, Nielsen NH, Heide-Jørgensen MP, Prenger-Berninghoff E, Siebert U. 2014. Increase in parasite burden and associated pathology in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) in West Greenland. *Polar Biology*. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 37:321–331. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00300-013-1433-2> DOI: 10.1007/s00300-013-1433-2.
- Lennox AM. 2016. Radiographic interpretation of the abdomen. In: Harcourt-Brown F, Chitty J, editors. *BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 84-93 p.
- Lierz M, Korbel R. 2012. Anesthesia and analgesia in birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]; 21(1): 44-58. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1557506311002254> DOI: [10.1053/j.jepm.2011.11.008](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.008)
- Lock B. 2008. Venomous Snakes Restraint and Handling. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 17 de Agosto del 2022]; 17 (4): 273-284. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506308001316> DOI: [10.1053/j.jepm.2008.07.012](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2008.07.012)
- Loeb J. 2018. Reptile illness is caused by bad husbandry. *Veterinary Record*. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 183 (19): 581. Disponible en: <https://www.proquest.com/openview/79565b6bbaf66a67079bc564e83e4214/1?pq-origsite=gscholar&cbl=2041027> DOI: 10.1136/vr.k4836.
- Lundström K, Hjerne O, Alexandersson K, Karlsson O. 2007. Estimation of the grey seal (*Halichoerus grypus*) diet composition in the Baltic Sea. NAMMCO Scientific Publications. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 6: 177-196. Disponible

en: <https://septentrio.uit.no/index.php/NAMMCOSP/article/view/2733/2581> DOI: [10.7557/3.2733](https://doi.org/10.7557/3.2733).

Low P, Molnar K, Kriska G. 2016. Dissection of a Frog (*Rana* sp .). In: Low P, Molnar K, Kriska G, editors. Atlas of Animal Anatomy and Histology. Switzerland: Springer International Publishing. 213-263 p.

Maas AK. 2006. The Mobile Exotic Animal Practice. Journal of Exotic Pet Medicine. [Internet]. [citado el 10 de Agosto del 2022]; 15 (2): 122-131. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506306000152> . DOI: [10.1053/j.jepm.2006.02.008](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2006.02.008).

Macha M, Göbel T. 2014. Narkoseregime beim Meerschweinchen – Tipps und Tricks für eine stabile Anästhesie. Kleintier Konkret. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]. 17 (2): 8-11. Disponible en: <https://www.thieme-connect.com/products/ejournals/abstract/10.1055/s-0034-1384445> DOI: 10.1055/s-0034-1384445.

Mans C, Pilny A. 2014. Use of GnRH-agonists for medical management of reproductive disorders in birds. Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 5 de Noviembre del 2024]; 17: 23-33. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24274920/> DOI: 10.1016/j.cvex.2013.10.001

Máté LK, Simard J, Ducatelle R, Hellebuyck T. 2022. Journal of Herpetological Medicine and Surgery. 32 (1): 11-19. DOI: 10.5818/JHMS-D-20-00018.

Mauldin GN, Done LS. 2006. Oncology. In: Mader D, editor. Reptile Medicine and Surgery. Missouri: Elsevier. 299-322 p.

Mayer J, Martin J. 2005. Barriers to Exotic Animal Medicine. Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2022]; 8: 487-496. Disponible

en: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(05\)00037-X/fulltext](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(05)00037-X/fulltext) .

DOI: 10.1016/j.cvex.2005.04.004.

Mayer J, Brown S, Mitchell MA. 2017. Survey to investigate owner's perceptions and experiences of pet rabbit husbandry and health. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 4 de Noviembre del 2024]; 26 (1): 123-131. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S155750631730023X> DOI:

10.1053/j.jepm.2017.01.021

McAloose D, Colegrove KM, Newton AL. 2018. Wildlife Necropsy. In: Terio KA, McAloose D, Leger J, editors. *Pathology of Wildlife and Zoo Animals*. London: Elsevier Inc. 1-19 p.

McFadden M, Monks D, Doneley B, Johnson R. 2018. Enclosure design. In: Doneley B, Monks D, Johnson R, Carmel B , editors. *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice*. Oxford: John Wiley & Sons Ltd. 61-73p.

Mehler SJ, Bennett RA. 2022. Avian reproductive procedures. In: Bennett RA, Pye GW. *Surgery of Exotic Animals*. Hoboken, Nueva Jersey: John Wiley & Sons, Inc. 163-174p.

Mendez D, Webb R, Berger L, Speare R. 2008. Survival of the amphibian chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* on bare hands and gloves: hygiene implications for amphibian handling. [Internet]. [citado el 7 de Setiembre del 2024]; 82: 97-104. Disponible en: <https://www.int-res.com/articles/dao2008/82/d082p097.pdf> DOI: 10.3354/dao01975.

Miller CL. 2021. Trauma and physical diseases. In: Garner MM, Jacobson ER, editors. *Noninfectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text*. Florida: Taylor & Francis Group, LLC. 231-244p.

- Mitchell MA. 2004. Snake care and husbandry. *Veterinary Clinics Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 7 (2): 421-446. Disponible en: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(04\)00013-1/abstract](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(04)00013-1/abstract) DOI: 10.1016/j.cvex.2004.02.007.
- Mitchell MA. 2006. Enrofloxacin. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 11 de Noviembre del 2024]; 15 (1): 66-69. Disponible en: <https://vetmed.illinois.edu/mmitch/pdf/enrofloxacin.pdf> DOI: 10.1053/j.jepm.2005.11.011.
- Mitchell MA. 2007. Parasites of Reptiles. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. Iowa: Blackwell Publishing. 177-216 p.
- Mitchell MA. 2009. History of Exotic Pets. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Manual of Exotic Pet Practice*. Missouri: Saunders. 1-3 p.
- Mitchell MA, Vennen KM. 2009. Rabbits. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Manual of Exotic Pet Practice*. Missouri: Elsevier Saunders. 375-405 p.
- Mitchell MA, Tully TN. 2016. Introduction. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Current Therapy in Exotic Pet Practice*. Missouri: Elsevier. 1-16 p.
- Moore DM, Zimmerman K, Smith SA. 2015. Hematological assessment in pet rabbits: blood sample collection and blood cell identification. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 6 de Setiembre del 2024]; 18: 9-19. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25421022/> DOI: 10.1016/j.cvex.2014.09.003
- Montesinos A. 2018. Basic Techniques. In: Chitty J, Monks D, editors. *BSAVA Manual of Avian Practice: A Foundation Manual*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 215-23 p.
- Mylniczenko N. 2009. Amphibians. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Manual of Exotic Pet Practice*. Missouri: Saunders of Elsevier Inc. 73-111 p.

- Norman J. 2013. Reptiles: Regurgitation/Vomiting. In: Mayer J, Donnelly TM, editors. Clinical Veterinary Advisor: Birds and Exotic Pets. Missouri: Elsevier Saunders. 136-138 p.
- North S, Alford RA. 2008. Infection intensity and sampling locality affect *Batrachochytrium dendrobatidis* distribution among body regions on green-eyed tree frogs *Litoria genimaculata*. Diseases of Aquatic Organisms. [Internet]. [citado el 13 de Setiembre del 2024]; 81: 177-188. Disponible: <https://www.int-res.com/articles/dao2008/81/d081p177.pdf> DOI: 10.3354/dao01958
- Nusser SM, Clark WR, Otis DL, Huang L. 2008. Sampling considerations for disease surveillance in wildlife populations. Journal of Wildlife Management. [Internet]. [citado el 18 de Octubre del 2023]; 72(1): 52-60. Disponible: <https://bioone.org/journals/Journal-of-Wildlife-Management/volume-72/issue-1/2007-317/Sampling-Considerations-for-Disease-Surveillance-in-Wildlife-Populations/10.2193/2007-317.short> DOI: 10.2193/2007-317
- Ohst T, Gräser I, Plötner J. 2013. *Batrachochytrium dendrobatidis* in Germany: distribution, prevalences, and prediction of high risk areas. [Internet]. [citado el 7 de Setiembre del 2024]; 107:49-59. Disponible en: <https://www.int-res.com/articles/dao2013/107/d107p049.pdf> DOI: 10.3354/dao02662
- Ossiboff RJ, 2018. Serpentes. In Terio KA, McAloose D, Leger JS, editors. Pathology of Wildlife and Zoo Animals. Londres: Elsevier. 897-919 p.
- Page-Karjian A, Hahne M, Leach K, Murphy H, Lock B, Rivera S. 2017. Neoplasia in snakes at zoo Atlanta during 1992-2012. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. [Internet]. [citado el 9 de Mayo del 2024]; 48 (2): 521-524. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28749281/#:-:text=A%20retrospective%20study>

[%20was%20conducted,observed%20with%20neoplasia%20at%20necropsy](#). DOI:
[10.1638/2016-0101R1.1](#)

Pasmans F, Blahak S, Martel A, Pantchev N. 2008. Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian. *The Veterinary Journal*. [Internet]. [citado el 16 de Agosto del 2022]; 175: 53-68. Disponible: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1090023307000123> DOI: [10.1016/j.tvjl.2006.12.009](#)

Perrin KL, Bertelsen MF. 2017. Intravenous alfaxalone and propofol anesthesia in the bearded dragon (*Pogona vitticeps*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 17 de Setiembre del 2024]; 27(3-4): 123-126. Disponible en: <https://meridian.allenpress.com/jhms/article-abstract/27/3-4/123/136907/Intravenous-Alfaxalone-and-Propofol-Anesthesia-in> DOI: [10.5818/16-01-071.1](#)

Powell RL, Sánchez EE, Pérez JC. 2006. Farming for venom: Survey of snake venom extraction facilities worldwide. *Applied Herpetology*. [Internet]. [citado el 4 de Abril del 2024]; 3: 1-10. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/233658172_Farming_for_venom_Survey_of_snake_venom_extraction_facilities_worldwide. DOI: [10.1163/157075406775247067](#)

Püstow R, Krautwald-Junghanns ME. 2017. The incidence and treatment outcomes of *Macrorhabdus ornithogaster* infection in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) in a veterinary clinic. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 31 (4): 344-350. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/29327956/> DOI: 10.1647/2016-181

- Raftery A. 2008. Handling and Transport. In: Chitty J, Lierz M, editors. BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 42-47 p.
- Raftery A. 2019. Clinical Examination. In: Girling SJ, Raiti P, editors. BSAVA Manual of Reptiles. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 89-100 p.
- Raftery A, Jones R. 2019. Reproductive and laying disorders. In: Poland G, Raftery A, editors. BSAVA Manual of Backyard Poultry Medicine and Surgery. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 206-215p.
- Raverty S, Duignan PJ, Jepson PD, Morell M. 2018. Marine mammal gross necropsy. In: Gulland FMD, Dierauf LA, Whitman KL, editors. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine. Florida: CRC Press. 249-265 p.
- Reavill DR. 2004. Tumors of pet birds. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 7 (3): 537-560. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/15296864/> DOI: 10.1016/j.cvex.2004.04.008
- Redrobe S. 2008. Redefining and developing exotic animal medicine. Journal of Small Animal Practice. [Internet]. [citado el 7 de Agosto del 2022]; 49 (9): 429-430. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/18811783/>. DOI: [10.1111/j.1748-5827.2008.00660.x](https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.2008.00660.x)
- Redrobe S. 2016. Ultrasonography. In: Harcourt-Brown F, Chitty J, editors. BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 94-106 p.
- Reese S, Hein J. 2011. General Principles: Radiography. In: Krautwald- Junghanns ME, Pees M, Reese S, Tully T, editors. Diagnostic Imaging of Exotic Pets. Hannover: schlütersche. 144-157 p.

- Reijnders PJH, Brasseur SMJM, Brinkman AG, Den Burg NL. 2003. The phocine distemper virus outbreak of 2002 amongst harbour seals in the North Sea and Baltic Sea: spatial and temporal development, and predicted population consequences. Wadden Sea Ecosystem. [Internet]. [citado el 4 de Setiembre del 2024]; 17: 19-25. Disponible en: <https://edepot.wur.nl/405794>
- Richardson C, Flecknell P. 2006. Routine Neutering of Rabbits and Rodents. In Practice. [Internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 28:70-79. Disponible en: <https://bvajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1136/inpract.28.2.70> DOI: 10.1136/inpract.28.2.70
- Ritzman TK. 2014. Diagnosis and clinical management of gastrointestinal conditions in exotic companion mammals (rabbits, guinea pigs and chincillas). Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 17 (2): 179-194. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24767740/> DOI: 10.1016/j.cvex.2014.01.003
- Romeijer C, Beaufrère H, Laniesse D, MacKenzie S, Melville L, Moens N. 2016. Vomiting and Gastrointestinal Obstruction in a Red-Footed Tortoise (*Chelonoidis carbonaria*). Journal of Herpetological Medicine and Surgery. 6(1-2): 32-35.
- Rooney NJ, Blackwell EJ, Mullan SM, Saunders R, Baker PE, Hill JM, Sealey CE, Turner MJ, Held SDE. 2014. The current state of welfare, housing and husbandry of the english pet rabbit population. BMC Research Notes. [Internet]. [citado el 4 de Noviembre del 2024]; 7: 942. Disponible en: <https://bmresnotes.biomedcentral.com/articles/10.1186/1756-0500-7-942> DOI: 10.1186/1756-0500-7-942

- Rossi JV. 2019. General Husbandry and Management. In Divers SJ, Stahl SJ, editors. Mader's reptile and Amphibian Medicine and Surgery. Missouri: Elsevier Inc. 109-131 p.
- Sanchez-Migallon Guzman D, Flammer K, Papich MG, Grooters AM, Shaw S, Applegate J, Tully TN. 2010. Pharmacokinetics, of voriconazole after oral administration of single and multiple dosis in Hispanolian Amazon parrots (*Amazona ventralis*). American Journal of Veterinary Research. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 71 (4): 460-467. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/20367055/> DOI: 10.2460/ajvr.71.4.460
- Santos L, Oliveira C, Marques B, Vilela D, Melo L, Ambrósio L, da Silva A, Murback L, Kurissio J, Cavalcante J, et al. 2021. Good management practices of venomous snakes in captivity to produce biological venom-based medicines: achieving replicability and contributing to pharmaceutical industry. Journal of Toxicology and Environmental Health, Part B. [Internet]. [citado el 16 de Agosto del 2022]; 24 (1): 30-50. Disponible en: <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/10937404.2020.1855279> . DOI: 10.1080/10937404.2020.1855279
- Sasa M, Wasko DK, Lamar WW. 2009. Natural history of the terciopelo *Bothrops asper* (Serpentes: Viperidae) in Costa Rica. Toxicon. [Internet]. [citado el 15 de Enero del 2024]; 54 (7): 904-922. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0041010109003286>. DOI: 10.1016/j.toxicon.2009.06.024
- Sasa M, Bonilla F, Chaves F. 2019. Serpientes Venenosas de Costa Rica: Biología Básica. Costa Rica (CR): Universidad de Costa Rica. 78 p.

- Schroeder CA, Smith LJ. 2011. Respiratory rates and arterial blood gas tensions in healthy rabbits given buprenorphine, butorphanol, midazolam, or their combinations. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. [Internet]. [citado el 16 de Setiembre del 2024]; 50 (2): 205-211. Disponible en: <https://www.ingentaconnect.com/content/aalas/jaalas/2011/00000050/00000002/art00008>
- Schumacher J. 2001. Advanced radiography and ultrasonography in reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 10 (4): 162-168. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055937X01800098> DOI: 10.1053/saep.2001.24671
- Shippy S, Allgood H, Messenger K, Hernández JA, Gatson B, Martin de Bustamante MG, Alexander AB, Wellehan JFX, Johnson A. 2023. Pharmacokinetics and pharmacodynamics of intramuscular alfaxalone in central bearded dragons (*Pogona vitticeps*): effect of injection site. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. [Internet]. [citado el 17 de Setiembre del 2024]; 50 (3): 280-288. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1467298723000442> DOI: 10.1016/j.vaa.2023.02.010
- Siebert U, Wünschmann A, Weiss R, Frank H, Benke H, Frese K. 2001. Post-mortem findings in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) from the German North and Baltic seas. *Journal of Comparative Pathology*. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]. 124:102-114. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0021997500904365> DOI: 10.1053/jcpa.2000.0436

- Siebert U, Wohlsein P, Lehnert K, Baumgärtner W. 2007. Pathological findings in harbour seals (*Phoca vitulina*): 1996-2005. Journal of Comparative Pathology. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]. 137: 47-58. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17629967/> DOI: [10.1016/j.jcpa.2007.04.018](https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2007.04.018)
- Siebert U, Heidmann A, Friedhoff N, Kruse H, Rigét F, Adler S, Maser E. 2012. Organochlorine burdens in harbour seals from the german Wadden Sea collected during two phocine distemper epizootics and ringed seals from the west Greenland waters. Journal of Environmental and Analytical Toxicology. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 2 (2): 1000126. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/274551918_Organochlorine_Burdens_in_Harbour_Seals_from_the_German_Wadden_Sea_Collected_During_Two_Phocine_Distemper_Epizootics_and_Ringed_Seals_from_West_Greenland_Waters DOI: [10.4172/2161-0525.1000126](https://doi.org/10.4172/2161-0525.1000126).
- Siebert U, Grilo ML, Kesselring T, Lehnert K, Ronnenberg K, Pawliczka I, Galatius A, Kyhn LA, Dähne M, Gilles A. 2022. Variation of blubber thickness for three marine mammal species in the southern Baltic Sea. Frontiers in Physiology. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2024]; 13: 13:880465. Disponible en: <https://www.frontiersin.org/journals/physiology/articles/10.3389/fphys.2022.880465/full#B43> DOI: [10.3389/fphys.2022.880465](https://doi.org/10.3389/fphys.2022.880465)
- Silverman S, Tell LA. 2010. Radiology equipment and positioning techniques. In: Silverman S, Tell LA, editors. Radiology of Birds: An Atlas of Normal Anatomy and Positioning. Missouri: Elsevier Saunders. 1-15 p.
- Silvestre AM. 2014. How to Assess Stress in Reptiles. Journal of Exotic Pet Medicine. [Internet]. [citado el 17 de Agosto del 2022]; 23 (3): 240-243. Disponible en:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506314000986> . DOI:

10.1053/j.jepm.2014.06.004

Silvy NJ, Lopez RR, Catanach TA. 2020. Capturing and Handling Wild Animals. In: Silvy NJ, editor. *The Wildlife Techniques Manual: Volume 1*. Baltimore: Johns Hopkins University Press. 62-106 p.

Simova-Curd S, Nitzl D, Mayer J, Hatt JM. 2006. Clinical approach to renal neoplasia in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Journal of Small Animal Practice*. [Internet].

[citado el 9 de Noviembre del 2024]; 47 (9): 504-511. Disponible en:

<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16961467/> DOI: 10.1111/j.1748-

5827.2006.00146.x

Sladky KK, Mans C. 2012a. Clinical anesthesia in reptiles. *Journal of exotic pet medicine*.

[Internet]. [citado el 17 de Setiembre del 2024]; 21 (1): 17-31. Disponible en:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506311002308> DOI:

10.1053/j.jepm.2011.11.013

Sladky KK, Mans C. 2012b. Clinical analgesia in reptiles. *Journal of exotic pet medicine*.

[Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 21 (2): 158-167. Disponible en:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506312000250> DOI:

10.1053/j.jepm.2012.02.012

Slomka-McFarland E. 2006. Disinfectants for the vivarium. In: Mader D, editor. *Reptile Medicine and Surgery*. Missouri: Elsevier Inc. 1085-1087p.

Smith BW. 2005. *Venomous Snakes in Captivity: Safety and Husbandry*. Scotts valley (CA): Create Space Independent Publishing Platform. 137 p.

Smith S. 2016. Restraint, handling and administration of medicines to exotic species.

In: Ackerman N, editor. *Aspinall's Complete Textbook of Veterinary Nursing*. China:

Elsevier Ltd. 225-239 p.

- Song S, Wang H, Cai H, Li P, Dai T. 2015. The synergism of dexmedetomidine and ketamine. *Journal of Anesthesia and Perioperative Medicine*. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]. 2(4): 183-191. Disponible en: <https://www.proquest.com/docview/2122751211?sourcetype=Scholarly%20Journals> DOI: 10.24015/JAPM.2015.0025.
- Sonne C, Lakemeyer J, Desforges JP, Eulaers I, Persson S, Stockholm I, Galatius A, Gross S, Gonnsen K, Lehnert K, et al. 2020. A review of pathogens in selected Baltic Sea indicator species. *Environment International*. [Internet]. [citado el 4 de Setiembre del 2024]; 137:105565. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32070804/> DOI: [10.1016/j.envint.2020.105565](https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105565)
- Souza MJ. 2011. One Health: Zoonoses in the Exotic Animal Practice. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 14: 421-426. Disponible en: <https://www.vetexotic.theclinics.com/action/showPdf?pii=S1094-9194%2811%2900047-8> . DOI: 10.1016/j.cvex.2011.05.007.
- Stacy N, Heard D, Wellehan J. 2019. Diagnostic sampling and laboratory tests. In: Girling SJ, Raiti P, editors. *BSAVA Manual of Reptiles*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 115-133p.
- Stacy BA, 2021. Reptile Necropsy Techniques. In: Jacobson ER, Garner MM, editor. 2 ed. *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text*. Florida: Taylor & Francis Group, LCC. 331-374.
- Stedman NL. 2021. Degenerative diseases. In: Garner MM, Jacobson ER, editors. *Noninfectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text*. Florida: Taylor & Francis Group, LLC. 205-230 p.
- Stepien EN, Nabe-Nielsen J, Anderson-Hansen K, Højer Kristensen J, Blanchet MA, Brando S, Desportes G, Lockyer C, Marcenaro L, Bunskoek P, et al. 2023. Determination

of growth, mass, and body mass index of harbour porpoises (*Phocoena phocoena*): Implications for conservational status assessment of populations. *Global Ecology and Conservation*. [Internet]. [citado el 3 de Setiembre del 2023]; 42: e02384.

Disponible en:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2351989423000197?via%3Dihub> DOI: 10.1016/j.gecco.2023.e02384

Stokholm I, Baechlein C, Persson S, Roos A, Galatius A, Kyhn LA, Sveegaard S, Thøstesen CB, Olsen MT, Becher P, Siebert U. 2023. Screening for influenza and morbillivirus in seals and porpoises in the Baltic and North Sea. *Pathogens*. [Internet]. [citado el 4 de Setiembre del 2024]; 12 (3): 357. Disponible en: <https://www.mdpi.com/2076-0817/12/3/357> DOI: 10.3390/pathogens12030357

Stout JD. 2016. Common emergencies in pet birds. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 19: 513-541. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/296689188_Common_Emergencies_in_Pet_Birds DOI: 10.1016/j.cvex.2016.01.002

Tacca MD, Colucci R, Fornai M, Blandizzi C. 2002. Efficacy and tolerability of meloxicam, a COX-2 preferential nonsteroidal anti-inflammatory drug. *Clinical Drug Investigation*. [Internet]. [citado el 9 de Noviembre del 2024]; 22 (12): 799-818. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.2165/00044011-200222120-00001> DOI: 10.2165/00044011-200222120-00001

Terrell SP, Stacy BA. 2007. Reptile Necropsy Techniques. In: Jacobson ER, editor. *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text*. Florida: Taylor & Francis Group, LCC. 219-256p.

[TiHo] Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover. [Internet]. 2023. Evaluation by the EAEVE. Hannover: TiHo; [citado el 21 de Octubre del 2023]. Disponible en:

<https://www.tiho-hannover.de/studium-lehre/informationen-und-angebote-fuer-studierende/studierendensekretariat/qualitaetssicherung-in-studium-und-lehre/studiengang-tiermedizin>

Ting AKY, Tay VSY, Chng HT, Xie S. 2022. A critical review on the pharmacodynamics and pharmacokinetics of non-steroidal anti-inflammatory drugs and opioid drugs used in reptiles. *Veterinary and Animal Science*. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 17:100267. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2451943X22000382> DOI: 10.1016/j.vas.2022.100267

Tully TN. 2009. Birds. In: Mitchell MA, Tully TN, editors. *Manual of Exotic Pet Practice*. Missouri: Saunders de Elsevier Inc. 250-297 p.

Urdaneta AH, Bolaños F, Gutierrez JM. 2004. Feeding behavior and venom toxicity of coral snake *Micrurus nigrocinctus* (Serpentes: Elapidae) on its natural prey in captivity. [Internet]. [citado el 20 de Enero del 2024]; 138 (4): 485-492. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1532045604001553>. DOI: 10.1016/j.cca.2004.08.018

Varga M. 2015. Emergency management of gut stasis in rabbits. *Companion Animal*. [Internet]. [citado el 8 de Noviembre del 2024]; 20 (1): 20-25. Disponible en: <https://www.magonlinelibrary.com/doi/full/10.12968/coan.2015.20.1.20> DOI: 10.12968/coan.2015.20.1.20

Varga M. 2019. Captive maintenance. In: Girling SJ, Raiti P, editors. *BSAVA Manual of Reptiles*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 36-69 p.

Vega-Solano R. 2013. *Medicina de mamíferos exóticos y especies menores*: Escuela Superior de Medicina de Hannover. Heredia, C.R.: Pasantía (Licenciatura) Universidad Nacional.

- Veraa S, Schoemaker N. 2013. CT and MRI scanning and interpretation. In: Harcourt-Brown F, Chitty J, editors. BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association. 107-114p.
- Vigneault A, Lair S, Gara-Boivin C, Beauchamp G, Vergneau-Grosset C. 2022. Evaluation of the safety of multiple intramuscular doses of ketoprofen in bearded dragons (*Pogona vitticeps*). Journal of Herpetological Medicine and Surgery. [Internet]. [citado el 13 de Noviembre del 2024]; 32 (2): 123-129. Disponible en: <https://meridian.allenpress.com/jhms/article-abstract/32/2/123/477425/Evaluation-of-the-Safety-of-Multiple-Intramuscular> DOI: 10.5818/JHMS-D-21-00030
- Villalobos-Marín P. 2013. Programa de desparasitación y evaluación coproparasitológica en serpientes terciopelo (*Bothrops asper*) y cascabel (*Crotalus simus*) de colección y de primer ingreso en el Instituto Clodomiro Picado. Alajuela, C.R.: Proyecto de Investigación (Diplomado) Universidad Técnica Nacional.
- Vogelnest L. 2017. Disorders of the integument. In: Doneley B, Monks D, Johnson R, Carmel B, editors. Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice. Oxford: John Wiley & Sons Ltd. 255-272p.
- Wappel SM, Schulte MS. 2004. Turtle care and husbandry. Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]. 7 (2): 447-472. Disponible: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(04\)00016-7/abstract](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(04)00016-7/abstract) DOI: 10.1016/j.cvex.2004.03.002
- Wang J, Wang Y, Liu K, Bi X, Sun J. 2020. Using arterial blood as a substitute for venous blood in routine biochemistry parameter examinations in rabbits. BMC Veterinary Research. [Internet]. [citado el 6 de Setiembre del 2024]; 16: 467 Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1186/s12917-020-02687-8> DOI: 10.1186/s12917-020-02687-8

- Warwick C, Arena P, Steedman C. 2019. Spatial considerations for captive snakes. *Journal of Veterinary Behavior*. [Internet]. [citado el 17 de Agosto del 2022]; 30: 37-48. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1558787818302211>. DOI: 10.1016/j.jveb.2018.12.006
- Welle KR. 2011. Maximizing Avian Wellness Examinations. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 6 de Agosto del 2022]; 20 (2): 82-97. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1557506311000589> . DOI: 10.1053/j.jepm.2011.02.003
- Wellehan JFX, Walden HDS. 2019. Parasitology (Including Hemoparasites). IN: Divers SJ, Stahl SJ, editors. China: Elsevier Inc. 281-300p.
- Wenger S. 2012. Anesthesia and Analgesia in Rabbits and Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*. [Internet]. [citado el 14 de Setiembre del 2024]; 21 (1): 7-16. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1557506311002278> DOI: 10.1053/j.jepm.2011.11.010.
- Wilkinson JW. 2015a. Amphibian Survey and Monitoring Handbook. [Internet]. Exeter, Reino Unido: Pelagic Publishing; [citado el 7 de Setiembre del 2024]. Disponible en: https://books.google.co.cr/books?hl=es&lr=&id=R5dZCgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PT7&dq=how+to+hold+amphibian+&ots=upH0i0wSXd&sig=SSFMOGUPwr-uw7qV9KtrkuyHIU&redir_esc=y#v=onepage&q&f=false
- Wilkinson SL. 2015b. Reptile Wellness Management. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. [Internet]. [citado el 26 de Julio del 2022]; 18 (2): 281-304. Disponible desde: [https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194\(15\)00002-X/fulltext](https://www.vetexotic.theclinics.com/article/S1094-9194(15)00002-X/fulltext). DOI: 10.1016/j.cvex.2015.01.001

Zajac AM, Conboy GA, Little SE, Reichard MV. 2021. Veterinary Clinical Parasitology. Hoboken, Nueva Jersey (NJ): John Wiley & Sons, Inc. 408p.

Zimmerman K, Moore DM, Smith SA. 2015. Hematological assessment in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*): blood sample collection and blood cell identification. Clinics in Laboratory Medicine. [Internet]. [citado el 6 de Setiembre del 2024]; 35 (3): 641-648. Disponible en: [https://www.labmed.theclinics.com/article/S0272-2712\(15\)00054-2/abstract](https://www.labmed.theclinics.com/article/S0272-2712(15)00054-2/abstract) DOI: [10.1016/j.cll.2015.05.012](https://doi.org/10.1016/j.cll.2015.05.012)

Zimmerman LM, Vogel LA, Bowden RM. 2010. Understanding the vertebrate immune system: insights from the reptilian perspective. The Journal of Experimental Biology. [Internet]. [citado el 5 de Octubre del 2024]; 213: 661-671. Disponible en: https://cob.silverchair-cdn.com/cob/content_public/journal/jeb/213/5/10.1242_jeb.038315/3/661.pdf?Expires=1732549270&Signature=up1i4GWywnM1kzpcynJIWfe6ZoW2dg6CqBX60koVd~dSVuqvho4gUHHLPuK515sbz89iX65qhPTsUKUIlhGKEQKgl5iRpn~08jWWqW7eQqdWAsPdA5mkaygnCZ5KjPwGNIsO2T0ClqjBLTGdl~Vuu1rLYLxLPvaS3IDGAa gK-c-PDEKYbDChFTbMXxtabAPrgWZey~QJzD1arma6Zj~yWHTpHjvgr5kyAuMqoAzlifWjir8c2EmacxtaSX9j2Wuxh6ytX9ewGm1PeCOPo-elaf3jYjBtfd2~ZCRtv7DICuxzaMYLwccBOO1PMq6hJ49L6eDn640FEVh4SAUVM0SjQ_&Key-Pair-Id=APKAIE5G5CRDK6RD3PGA DOI: 10.1242/jeb.038315.

7. ANEXOS

Anexo 1. Distribución por especie y cuarto de los individuos manejados por el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica

Especie	Ingresos	Lab 1	Guardería	Montano	Tropical seco	Tropical húmedo	Corales	Lachesis	Total
<i>Bothrops asper</i>	2	3	18			50			73
<i>Crotalus simus</i>	2	11	15		73				101
<i>Crotalus pifanorum</i>			25		6				31
<i>Bothriechis lateralis</i>	17	19							36
<i>Bothriechis schlegelii</i>						8			8
<i>Bothriechis nigroviridis</i>	2			2					4
<i>Micrurus</i> spp.	19						35		54
<i>Cerrophidion sasai</i>	9		2	28					39
<i>Porthidium ophryomegas</i>					3				3
<i>Metlapilcoatlus mexicanus</i>			10			7		19	36
<i>Atropoides picadoi</i>	3			56					59
<i>Lachesis stenophrys</i>								7	7
<i>Lachesis melanocephala</i>								1	1
Total	54	33	70	86	82	65	35	27	452

Anexo 2. Hoja de hallazgos de necropsia desarrollada y utilizada para las necropsias realizadas durante la pasantía en el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica del 07 de junio al 21 de julio 2023.



HOJA DE NECROPSIA

ID: _____ Especie: _____ Peso: _____

Fecha de muerte: / / Encargado de necropsia: _____ Sexo: M H

Fecha de necropsia: / /

Historia clínica: _____

Condición corporal: Obesa Buena Moderada Delgada Pobre

Estado de descomposición: Ninguno Leve Medio Avanzado

Cadáver: Fresco Descongelado

Hallazgos externos (piel, cavidad bucal, cloaca): _____

Órganos almacenados en formalina:

<input type="checkbox"/> Tegumento	<input type="checkbox"/> Intestino Delgado	<input type="checkbox"/> Tráquea
<input type="checkbox"/> Partes de cavidad bucal /Cabeza	<input type="checkbox"/> Intestino Grueso	<input type="checkbox"/> Pulmones
<input type="checkbox"/> Ojos	<input type="checkbox"/> Cloaca	<input type="checkbox"/> Riñones
<input type="checkbox"/> Adiposo	<input type="checkbox"/> Páncreas	<input type="checkbox"/> Tracto reproductivo
<input type="checkbox"/> Musculoesquelético	<input type="checkbox"/> Bazo	<input type="checkbox"/> Gónadas
<input type="checkbox"/> Timo	<input type="checkbox"/> Esplenopáncreas	<input type="checkbox"/> Glándulas adrenales
<input type="checkbox"/> Tiroides, paratiroides	<input type="checkbox"/> Hígado	<input type="checkbox"/> Cerebro
<input type="checkbox"/> Corazón, vasos mayores	<input type="checkbox"/> Vesícula biliar	<input type="checkbox"/> Médula espinal
<input type="checkbox"/> Esófago		<input type="checkbox"/> Nervios periféricos
<input type="checkbox"/> Estómago		

Observaciones:

Muestras/Lesiones remitidas a cultivo: _____

Muestras/Lesiones remitidas a análisis histopatológico: _____

Muestras o tests adicionales: _____

Dorsal

Ventral

_____ cm

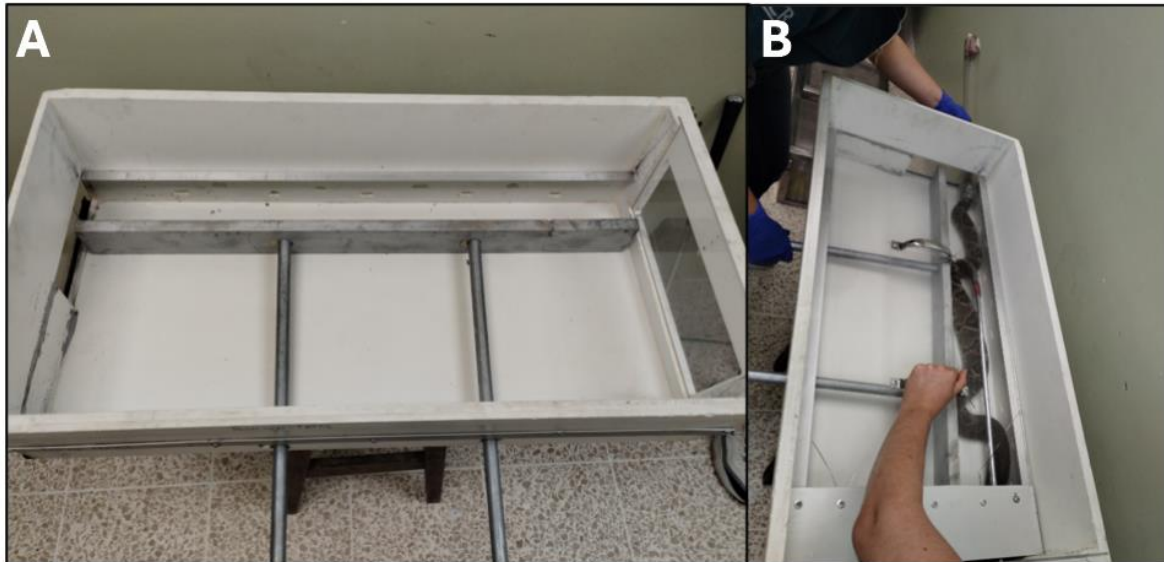
_____ cm

Diagnóstico preliminar:

Anexo 3. Diseño y características de recintos para serpientes venenosas del Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica.

Nombre del cuarto	Especie	Materiales de recinto	Dimensiones (cm)	Sustrato
Corales	<i>Micrurus</i> spp.	-Metacrilato -Metal expandido	60 L x 35 A x 14 H	Papel periódico
Guardería	<i>Bothrops asper</i> <i>Cerrophidion sasai</i> <i>Crotalus pifanorum</i> <i>Crotalus simus</i> <i>Metlapilcoatlus mexicanus</i>	<i>Sistema de rack:</i> -Plástico polietileno de alta densidad (PEAD) -Cubierta de aluminio perforado	50 L x 19 A x 8 H	Papel periódico
Laboratorio 1	<i>Bothriechis lateralis</i>	-Madera -Metal expandido	27 L x 24 A x 41 H	Papel periódico
Lachesis	<i>Lachesis melanocephala</i> <i>Lachesis stenophrys</i>	-Madera con agujeros laterales	140 L x 102 A x 62 H	Papel periódico
Montano	<i>Atropoides picadoi</i> <i>Cerrophidion sasai</i>	-Metacrilato -Metal expandido	62 L x 36 A x 28 H	Papel periódico
Tropical Húmedo	<i>Bothrops asper</i> <i>Bothriechis schlegelii</i> *	-Metacrilato -Metal expandido -Madera*	70 L x 40 A x 30 H 27 L x 24 A x 41 H*	Papel periódico
Tropical seco	<i>Crotalus simus</i> <i>Crotalus pifanorum</i>	<i>Sistema de rack:</i> -PEAD -Aluminio perforado	78 L x 38 A x 13 H	Papel periódico

Anexo 4. Caja de inmovilización de serpientes desarrollada por el Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica.



Nótese en la imagen (A), que la estructura tiene una pared de acrílico transparente que permite la visualización del animal y barras metálicas deslizables que facilitan su empuje hacia un extremo. En la imagen lateral (B), se ilustra su uso práctico, donde el diseño dirige al animal hacia un único punto de salida tubular que conduce al tubo de contención.

Anexo 5. Especies atendidas por departamento durante la pasantía en la Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover, Alemania, del 01 de febrero al 31 de marzo 2023.

Aves	Reptiles	Mamíferos
<i>Agapornis fischeri</i>	<i>Ambystoma mexicanum</i>	<i>Cavia porcellus</i>
<i>Ara ararauna</i>	<i>Chamaeleo calytratus</i>	<i>Chinchilla lanígera</i>
<i>Eolophus roseicapilla</i>	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	<i>Erinaceus europaeus</i>
<i>Gallus gallus domesticus</i>	<i>Drymarchon melanurus</i>	<i>Mustela putorius furo</i>
<i>Mellopsittacus undulatus</i>	<i>Geochelone elegans</i>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>
<i>Nymphicus hollandicus</i>	<i>Litoria caerulea</i>	<i>Rattus norvegicus</i>
<i>Poicephalus senegalus</i>	<i>Pantherophis guttatus</i>	
<i>Psittacus erithacus</i>	<i>Pogona vitticeps</i>	

Anexo 6. Distribución por lugar de pasantía de las 19 especies a las que se les realizó necropsia durante el período del 01 de febrero al 28 de octubre del 2023.

Lugar de pasantía	Clase	Orden	Especie
Clínica de Mascotas, Reptiles y Aves en Hannover	Amphibia	Caudata	<i>Ambystoma mexicanum</i>
	Aves	Columbiformes	<i>Columba livia</i>
		Galliformes	<i>Gallus gallus domesticus</i>
		Paseriformes	<i>Garrulus glandarius</i>
	Mammalia	Eulipotyphla	<i>Erinaceus europaeus</i>
Reptilia	Testudines	<i>Claudius angustatus</i>	
Instituto de Investigación de Vida Silvestre Terrestre y Acuática de la Escuela Superior de Medicina Veterinaria de Hannover (ITAW)	Amphibia	Anura	<i>Bufo bufo</i>
			<i>Pelophylax sp.</i>
			<i>Rana arvalis</i>
			<i>Rana temporaria</i>
	Mammalia	Carnivora	<i>Halichoerus grypus</i>
			<i>Phoca vitulina</i>
		Cetartiodactyla	<i>Balaenoptera acutorostrata</i>
			<i>Phocoena phocoena</i>
Reptilia	Testudines	<i>Caretta caretta</i>	
Instituto Clodomiro Picado, Universidad de Costa Rica	Reptilia	Squamata	<i>Atropoides picadoi</i>
			<i>Bothriechis lateralis</i>
			<i>Bothrops asper</i>
			<i>Crotalus pifanorum</i>