

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



**Aplicación de técnicas de diagnóstico de laboratorio y ecografía en mamíferos silvestres de la Clínica Veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN)**

**POR:**

**FATIMA VANESSA REVELO MENJIVAR**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, NOVIEMBRE DEL 2025**

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



**Aplicación de técnicas de diagnóstico de laboratorio y ecografía en mamíferos silvestres de la Clínica Veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN)**

**POR:**

**FATIMA VANESSA REVELO MENJIVAR**

**RESUMEN DE PASANTÍA PROFESIONAL PRESENTADO COMO REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, NOVIEMBRE DEL 2025**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**RECTOR**

Ing. Agr. MSc. JUAN ROSA QUINTANILLA

**SECRETARIO GENERAL**

Lic. PEDRO ROSALÍO ESCOBAR CASTANEDA

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**

**DECANO**

Ing. Agr. MAECE. NELSON BERNABÉ GRANADOS ALVARADO

**VICEDECANA**

MVZ. M.Sc. ROSY FRANCIS ALVARENGA

**SECRETARIO**

Ing. Agr. MSc. EDGAR GEOVANY REYES MELARA

**JEFA DEL DEPARTAMENTO DE VETERINARIA**

---

M.SP. MVZ. MARÍA JOSÉ VARGAS ARTIGA

**ASESOR INTERNO**

---

MVZ. GUSTAVO ANTONIO FIGUEROA LÓPEZ

**ASESOR EXTERNO**

---

MVZ. JOSUÉ ANTONIO COTO PANAMÁ

**TRIBUNAL CALIFICADOR**

MVZ. JUAN MANUEL ALVARADO SORTO

---

MVZ. GUSTAVO ANTONIO FIGUEROA LÓPEZ

---

MVZ. FERNANDO JAVIER FLORES ALVARENGA

---

**COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN DEL  
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**

---

MVZ. FERNANDO JAVIER FLORES ALVARENGA

## **Agradecimientos**

Agradezco al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales por abrirme las puertas y brindarme la oportunidad de desarrollar mi pasantía profesional en la institución.

Agradezco especialmente a mi tutor externo MVZ. Josué Antonio Coto Panamá, quién brindó acompañamiento, la orientación y la confianza durante este proceso, el cual representó una etapa clave en mi desarrollo profesional y personal.

También quiero agradecer al MVZ. Gustavo Antonio Figueroa Hernández, mi tutor interno, por su paciencia y valiosos aportes a lo largo de esta etapa.

Fátima Vanessa Revelo Menjívar.

## **Dedicatorias**

Dedico este trabajo, con profundo cariño y gratitud, a mi familia, quienes han sido el motor que me impulsó a seguir adelante en cada etapa de este camino. A mis padres, gracias por su amor incondicional, su apoyo constante y por enseñarme el valor del esfuerzo y la perseverancia.

También a todas aquellas personas que me acompañaron durante este proceso, brindándome palabras de aliento, ánimo en los momentos difíciles y motivación para no rendirme. Su compañía y confianza en mí fueron fundamentales para culminar esta etapa tan importante en mi vida profesional.

Fátima Vanessa Revelo Menjívar.

## Resumen

La pasantía profesional se desarrolló en la Clínica Veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN) en el período comprendido del 18 de junio del 2024 al 20 de abril del 2025. Se llevaron a cabo actividades que involucran la toma de muestras biológicas en mamíferos silvestres, así como su respectivo procesamiento e interpretación. Además, se realizaron ultrasonografías abdominales en mamíferos silvestres. Durante el período de pasantía se realizó un total de 66 tomas de muestras biológicas (sangre, orina, heces y piel) en los diferentes mamíferos, entre los hallazgos más significativos en coproparasitología se destaca la presencia de los parásitos intestinales *Cruzia tentaculata*, *Ancylostoma sp*, *Trichuris sp*, *Hymenolepis diminuta*, *Toxocara sp*, Spiruroidea y *Eimeria*. En cuanto a hematología se obtuvieron datos preliminares para valores de referencia de leucogramas en los mamíferos *Didelphis sp*, *Urocyon cinereoargenteus*, *Ateles geoffroyi* y en las especies de felinos silvestres *Herpailurus yagouarundi* y *Leopardus wiedii*. Como hallazgos en análisis de raspados cutáneos se obtuvo la presencia de *Sarcoptes scabiei* en mapaches juveniles (*Procyon lotor*). En el área de ultrasonografía a lo largo de la pasantía se ejecutaron un total de 18 estudios ecográficos abdominales en las diferentes especies.

## INDICE

1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. INFORMACIÓN DE LA UNIDAD PRODUCTIVA .....	3
2.1 DATOS GENERALES .....	3
2.1.1 UBICACIÓN GEOGRÁFICA DE LA EMPRESA.....	3
2.1.2 ANTECEDENTES.....	3
2.1.3 RECURSOS .....	5
2.1.3.1 RECURSOS NATURALES .....	5
2.1.3.2 INSTALACIONES Y EQUIPOS.....	6
2.1.3.3 RECURSOS HUMANOS.....	6
2.1.4 ACTIVIDADES ACTUALES .....	6
2.1.4.1 PRODUCCIÓN PRINCIPAL Y OTRAS.....	6
2.1.4.2 SITUACIÓN TÉCNICA .....	7
2.1.4.3 SITUACIÓN ADMINISTRATIVA .....	7
3. ANÁLISIS DE PROBLEMÁTICAS.....	9
4. METODOLOGÍA.....	10
4.1 TOMAS DE MUESTRAS BIOLÓGICAS .....	10
4.1.1 Muestras de sangre.....	10
4.1.1.1 Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ).....	10
4.1.1.2 Mapache ( <i>Procyon lotor</i> ).....	11
4.1.1.3 Zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ).....	11
4.1.1.4 Venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> ).....	12
4.1.1.5 Puercoespín ( <i>Sphiggurus mexicanus</i> ).....	12
4.1.1.6 Primates no humanos: Mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ) y Mono capuchino ( <i>Cebus capucinus</i> ).....	13
4.1.1.7 Felinos silvestres: Gato zonto ( <i>Herpailurus yagouaroundi</i> ) y Tigrillo ( <i>Leopardus wiedii</i> ) .....	13
4.1.1.8 Ardilla gris ( <i>Sciurus variegatoides</i> ).....	14

4.1.1.9 Armadillos ( <i>Dasypus novemcinctus</i> ) .....	14
4.1.2 Toma de muestras de heces .....	14
4.1.3 Muestras de orina .....	15
4.1.4 Muestras de piel.....	16
4.2 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO.....	17
4.2.1 HEMATOLOGÍA.....	17
4.2.2 COPROPARASITOLOGÍA.....	19
4.2.2.1 Método directo .....	19
4.2.2.2 Método de flotación de Sheather .....	19
4.2.3 UROANÁLISIS .....	20
4.2.3.1 Propiedades físicas.....	20
4.2.3.2 Propiedades químicas .....	20
4.2.4 DERMATOLOGÍA.....	21
4.2.4.1 Raspados cutáneos .....	21
4.3 DIAGNÓSTICO POR IMAGENOLOGÍA .....	21
4.3.1 Ultrasonografía.....	21
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	23
6. CASO CLÍNICO.....	45
7. Conclusiones.....	52
8. Recomendaciones.....	53
9. Bibliografía .....	54

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica de la clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN).....	3
Figura 2. Organigrama del Ministerio de Medio Ambiente.....	8
Figura 3. Toma de muestra sanguínea en un tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ).....	11
Figura 4. Toma de muestra sanguínea en un zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ). .....	12
Figura 5. Cateterización en vena yugular para toma de muestra sanguínea en un venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> ).....	12
Figura 6. Toma de muestra sanguínea en un puercoespín ( <i>Sphiggurus mexicanus</i> ).. .....	13
Figura 7. Asistencia en toma de muestra sanguínea en un armadillo adulto ( <i>Dasybus novemcinctus</i> ).....	14
Figura 8. Toma de muestra de heces por hisopado rectal en tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). .....	15
Figura 9. Cistocentesis ecoguiada en un mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ).....	16
Figura 10. Partes del frotis sanguíneo.....	18
Figura 11. A) Ecografía abdominal en un tigrillo ( <i>Leopardus wiedii</i> ). B) Ecografía abdominal en un mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ). .....	22
Figura 12. Parásitos gastrointestinales encontrados en los diferentes mamíferos. A) Larva de nematodo no identificada en heces de pezote ( <i>Nasua narica</i> ). B) <i>Ancylostoma sp</i> en heces de Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). C) <i>Ancylostoma caninum</i> encontrado en heces de zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ). D) Quistes de <i>Eimeria sp</i> encontrados en heces de un Armadillo ( <i>Dasybus novemcinctus</i> ). E) <i>Ancylostoma sp</i> encontrado en un Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). F) Ooquiste de <i>Eimeria sp</i> no esporulado encontrado en examen directo de armadillo. G) <i>Hymenolepis diminuta</i> encontrado en heces de pezote ( <i>Nasua narica</i> ). H) Huevo del orden Spiruroidea I) Huevo de <i>Toxocara sp</i> encontrado en heces de un gato zonto ( <i>Herpailurus yagouaroundi</i> ). J) Huevo de <i>Trichuris sp</i> encontrado en heces de un tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). K) <i>Cruzia tentaculata</i> encontrado en un Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). L) Medición de huevo de <i>Ancylostoma</i> encontrado en un Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ).....	29
Figura 13. Células sanguíneas de un gato zonto adulto ( <i>Herpailurus yagouaroundi</i> ). Derecha: Eosinófilo. Izquierda: Linfocitos.....	35

Figura 14. Células sanguíneas de un puercoespín adulto ( <i>Sphiggurus mexicanus</i> ). Izquierda: Eritrocitos que muestran una región central pálida y anisocitosis leve. Derecha: Codocito (Flecha amarilla) y neutrófilo (Flecha roja).....	35
Figura 15. Células sanguíneas de una ardilla gris adulta ( <i>Sciurus variegatoides</i> ). Izquierda: Metamielocito. Derecha: Neutrófilo hipersegmentado.....	36
Figura 16. Células sanguíneas de un oso hormiguero ( <i>Tamandua mexicana</i> ). Izquierda: Neutrófilos en cayado. Derecha: Mielocito.....	36
Figura 17. Células sanguíneas de un mono capuchino ( <i>Cebus capucinus</i> ). Neutrófilo segmentado.....	37
Figura 18. Células sanguíneas de un mono araña adulto ( <i>Ateles geoffroyi</i> ). Derecha: Neutrófilo hipersegmentado. Izquierda: Mielocito.....	37
Figura 19. Células sanguíneas de un mapache adulto ( <i>Procyon lotor</i> ). Izquierda: Neutrófilo segmentado y grumos plaquetarios. Derecha: Linfocitos.....	38
Figura 20. Células sanguíneas de un venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> ). Neutrófilos hipersegmentados.....	38
Figura 21. Células sanguíneas de un zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ). Izquierda: Neutrófilo en cayado y neutrófilo segmentado. Derecha: Linfocitos, codocitos y los eritrocitos presentan rouleaux.....	39
Figura 22. Células sanguíneas de un tacuazín adulto ( <i>Didelphis sp</i> ). Izquierda: Eritrocitos hipocrómicos y neutrófilo segmentado. Derecha: Eritrocito con cuerpos de Heinz y acantocitos.....	39
Figura 23. Hallazgos en raspados cutáneos de mapache. A) <i>Sarcoptes scabiei</i> . B) Mapache juvenil con lesiones cutáneas por sarna sarcóptica.....	43
Figura 24. Captura y contención física de mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ). .....	46
Figura 25. Radiografía de miembro torácico derecho.....	49
Figura 26. Mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ) con yeso en miembro torácico derecho por fractura.....	50
Figura 27. Radiografía de miembro torácico derecho posterior a tratamiento.....	50
Figura 28. Radiografía de miembro torácico derecho posterior a tratamiento.....	51

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Número total de muestras tomadas por especie y por tipo de muestra.....	25
Tabla 2. Presencia de parásitos gastrointestinales en las diferentes especies de mamíferos. ....	26
Tabla 3. Valores de leucograma promedios de tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> ). ....	29
Tabla 4. Valores de leucograma promedios de zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ). ....	30
Tabla 5. Valores de leucograma promedios de mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ). ....	31
Tabla 6. Valores hematológicos promedios de felinos silvestres. ....	32
Tabla 7. Valores de leucograma obtenidos en diversas especies de mamíferos. ....	34
Tabla 8. Hallazgos del uroanálisis en zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> ) ....	40
Tabla 9. Hallazgos en el uroanálisis de un mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> ). ....	41
Tabla 10. Hallazgos obtenidos en raspados cutáneos. ....	42
Tabla 11. Resumen de ultrasonografías realizadas durante la pasantía. ....	44

## **1. INTRODUCCIÓN**

La Clínica Veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN) brinda atención a especies silvestres de El Salvador, dentro de sus funciones está la rehabilitación de animales rescatados, decomisados o recibidos, para posteriormente ser reintegrados en áreas naturales protegidas.

En los últimos años, se ha observado un aumento en la utilización de las pruebas complementarias como un recurso de diagnóstico para respaldar al clínico, estas son herramientas fundamentales que contribuyen para el cuidado de la salud animal.

La patología clínica veterinaria es una rama de la medicina de laboratorio que se enfoca en el estudio de las enfermedades animales a través del examen de sangre, suero o plasma, orina, fluidos corporales y tejidos. Esta disciplina abarca una amplia gama de pruebas y métodos de laboratorio y es fundamental para los diagnósticos, el cuidado de los pacientes y la prevención de enfermedades (Heatley y Russell, 2020).

Los animales silvestres son reservorios de patógenos capaces de infectar a los animales domésticos y a los humanos: pueden transmitir enfermedades, pero ellos mismos pueden ser víctimas. Generalmente las pruebas diagnósticas desarrolladas y validadas en otras especies pueden tener utilidad para las especies silvestres. Sin embargo, las pruebas de diagnóstico en animales silvestres pueden ser más desafiantes que en animales domésticos por una variedad de razones, incluyendo dificultades en el acceso a los animales y a las muestras, mala calidad de las muestras y escaso conocimiento de la patogénesis y epidemiología de las enfermedades en la fauna silvestre (WOAH, 2018).

Otra dificultad inherente a la obtención de muestras de fauna silvestre es la captura de animales, la manipulación de los animales involucra un riesgo potencial para la especie y desde luego para la persona que maneja al individuo. El riesgo se incrementa si la manipulación conlleva contención química en la cual existen muchos factores que salen del control del investigador, además de las cuestiones humanitarias que deben procurarse hacia los sujetos de estudio. Es así que cada captura representa un

momento de alto estrés el cual debe ser limitado. Para reducir futuras manipulaciones sobre una misma población de animales, disminuyendo así peligros y estrés, se debe obtener la mayor cantidad de información en cada una de las capturas (Muñoz et al, 2017).

En cuanto al diagnóstico por imagenología en fauna silvestre, esta reviste una importancia crucial en la comprensión y atención de estas especies en entornos naturales. Las imágenes médicas, como radiografías y ecografías, ofrecen una visión sin precedentes del estado de salud de los animales silvestres, la ecografía ofrece información única sobre la estructura de los tejidos blandos y permite la evaluación del patrón de movimiento de ciertos órganos y estructuras (Hildebrant y Saragusty, 2015).

Se ha demostrado que las exploraciones por ultrasonografía no tienen efectos biológicos perjudiciales y se considera un procedimiento seguro para el animal, sin embargo, se deben seleccionar métodos efectivos de restricción física que minimicen la posibilidad de lesiones físicas y de estrés fisiológico y psicológico para el animal. Se debe utilizar la mínima cantidad de restricción y el tiempo necesario más breve para llevar a cabo los procedimientos (Gazi et al, 2023).

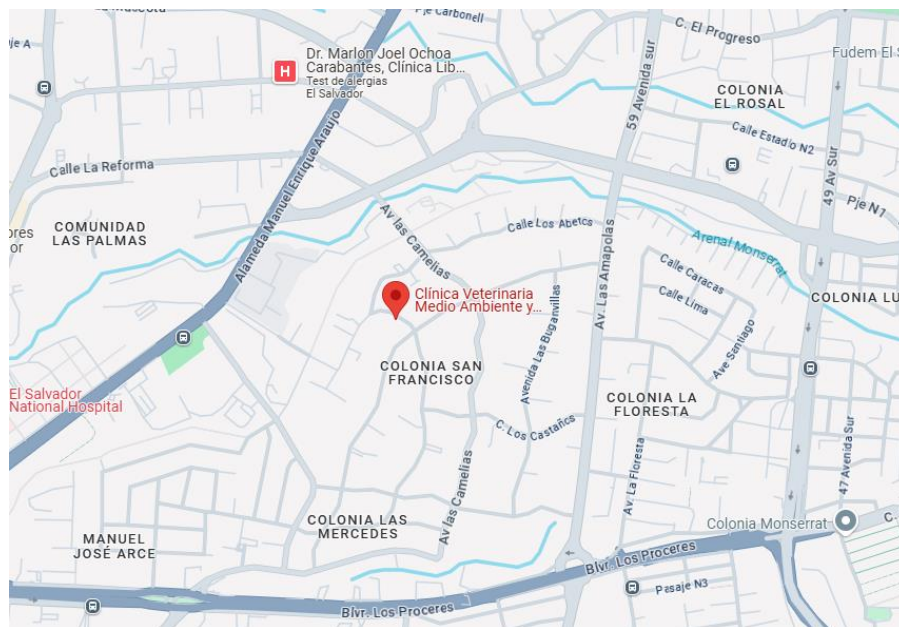
Las pruebas diagnósticas de laboratorio e imagenología son herramientas que ofrecen un diagnóstico temprano en el proceso de la enfermedad, determinar estados fisiológicos y la posibilidad de un mejor pronóstico para el animal. La presente pasantía tuvo como objetivo adquirir destrezas y habilidades en la aplicación de técnicas e interpretación de pruebas diagnósticas de laboratorio y ecografía enfocado en mamíferos silvestres de El Salvador.

## 2. INFORMACIÓN DE LA UNIDAD PRODUCTIVA

### 2.1 DATOS GENERALES

#### 2.1.1 UBICACIÓN GEOGRÁFICA DE LA EMPRESA

La pasantía profesional fue realizada en la clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, ubicada en Avenida Los Espliegos y Calle los Bambúes, #14, Colonia San Francisco, San Salvador, El Salvador, ubicación geográfica con las siguientes coordenadas: 23°41'23"N 89°13'38"W. (Figura 1).



**Figura 1. Ubicación geográfica de la clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN), tomado de Google Maps 2025.**

#### 2.1.2 ANTECEDENTES

La clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales se hizo con el propósito de dar cumplimiento a la Ley de Conservación de la Vida Silvestre creada en 1994, con base a los artículos:

-Art. 3. La vida silvestre es parte del patrimonio natural de la Nación y corresponde al Estado su protección y manejo.

-Art, 5. El Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales será responsable de la aplicación de la Ley de Conservación de la Vida Silvestre en lo que respecta a la protección, restauración, conservación y el uso sostenible de la vida silvestre.

-Art, 6. Corresponde al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, de conformidad a su acuerdo de creación:

b) Proteger la vida silvestre como patrimonio natural de la Nación; apoyar y asesorar otras Instituciones que tengan responsabilidad con dichos recursos.

j) Realizar cualquier otra actividad inherente a la conservación de la vida silvestre.

Desde su creación, la clínica veterinaria juega un papel crucial en la rehabilitación de animales rescatados y en la investigación para la protección de la biodiversidad en El Salvador.

El MARN ha establecido un sistema de atención para rehabilitar especímenes de fauna silvestre decomisada o recibida. Este sistema consta de un Centro de Rescate en La Cañada; una clínica veterinaria y una red de centros de atención de fauna (Parque Nacional San Diego y San Felipe Las Barras, Los Cóbanos y Barra de Santiago). De igual forma, se ha establecido acuerdos con instituciones relacionadas para la recuperación de vida silvestre a escala nacional, como: LaGeo, Fundación Zoológica de El Salvador (FUNZEL), Fundación Refugio Salvaje El Salvador (FURESA), Parque San Lorenzo-Fundación Ambientalista de Santa Ana (FUNDASAN), entre otras. (IAIP 2019).

De junio 2018 a mayo 2019, se brindó atención y seguimiento a la recepción de un total de 1174 individuos de vida silvestre en la clínica veterinaria del MARN, entregados por particulares y la División de Medio Ambiente de la Policía Nacional Civil (DMA/PNC). (IAIP 2019).

En el período de junio de 2019 a mayo de 2020, en la clínica veterinaria de MARN se atendieron, rehabilitaron y liberaron 195 especies de vida silvestre prioritarias de conservación y 186 fueron trasladadas y rehabilitadas en los centros de rescate del MARN y la Geo (IAIP 2020).

A través de la Clínica Veterinaria MARN, se ha hecho una intensa labor de rescate y cuidado de especies silvestres, a las que según la necesidad de cada caso se les ha practicado diversos tratamientos médicos y se les ha prestado la atención necesaria, algo que ha permitido un total de 1,424 especímenes atendidos en el periodo de junio 2020 a abril 2021. (IAIP 2021)

También es importante la construcción de un recinto especial para la conservación de la lora nuca amarilla; con lo que se refuerza su población en el Área de Conservación El Imposible-Barra de Santiago, donde se han contabilizado 12 nidos de crías monitoreados de forma intensiva por especialistas para garantizar su incubación y crianza. Esta labor recoge otro sobresaliente resultado: las 2,163 atenciones de especies de fauna silvestre, en la clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente. El 41% de esa fauna ha sido reincorporada a sus ecosistemas. A ello hay que agregar que se han creado dos espacios nuevos para la atención especializada en la clínica: un área de neonatología, para mejorar las condiciones de crianza de las diversas especies y un área de quirófano.

La clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente ha llevado a cabo una destacada labor en el rescate y rehabilitación de la fauna silvestre, aplicando una variedad de tratamientos y cuidados especializados. Entre el 1 de junio de 2023 y el 31 de marzo de 2024, se brindó atención a 2,163 animales, incluyendo 638 aves, 1,054 mamíferos, 471 reptiles. De estos, 904 han sido exitosamente reintegrados a Áreas Naturales Protegidas, específicamente 80 aves, 440 mamíferos y 384 reptiles. (IAIP 2024)

### **2.1.3 RECURSOS**

#### **2.1.3.1 RECURSOS NATURALES**

Los recursos naturales con los que cuenta la institución son agua potable, alimentos como frutas, verduras, semillas, animales y derivados para especies carnívoras e insectívoras. El entorno cuenta con ventilación natural y áreas verdes.

### **2.1.3.2 INSTALACIONES Y EQUIPOS**

Las instalaciones de la clínica veterinaria del Ministerio de Medio ambiente y Recursos Naturales se divide en diferentes áreas entre ellas el área de hospital; en la cual se brinda atención médica a los especímenes recibidos, toma de muestras, tratamientos y curaciones, además cuenta con un laboratorio equipado para el diagnóstico hematológico, químicas sanguíneas y microscopía, equipo de diagnóstico por ultrasonografía, cuenta con área de quirófano, área neonatal, área de resguardo designado a psitácidos en proceso de rehabilitación, área de bioterio y área de piscinas y estanques para especies acuáticas.

El equipo utilizado durante la pasantía profesional en el área de laboratorio fue un microscopio óptico, cámara de microscopía, centrifugadora, portaobjetos, cubreobjetos, papel toalla, guantes, mascarilla, solución salina, tinciones para hematología, puente de tinción, aceite de inmersión, bisturís, jeringas, tiras reactivas de orina, tubos con EDTA, frascos para muestra de heces y orina. El equipo utilizado para el área de ultrasonografía fue un ecógrafo veterinario portátil EDAN, mesa de exploración, gel de conducción y guantes.

### **2.1.3.3 RECURSOS HUMANOS**

La clínica veterinaria cuenta con dos médicos veterinarios zootecnistas; MVZ. Josué Antonio Coto Panamá y MVZ. Dennys Joaquín Valdez, un asistente de médico veterinario; Br. José Manuel Arévalo Herrera. Además, cuenta con el apoyo de biólogos, guardarrecursos, personal administrativo y estudiantes en voluntariado, proceso de horas sociales y proceso de pasantía profesional de las carreras de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia y Licenciatura en Biología.

### **2.1.4 ACTIVIDADES ACTUALES**

#### **2.1.4.1 PRODUCCIÓN PRINCIPAL Y OTRAS**

La actividad de producción principal está orientada a la atención clínica de especies silvestres que ingresan a la clínica veterinaria, inicialmente se recibe a los especímenes, se llena una ficha de ingreso identificando la especie y el sitio de donde proviene el espécimen. Posteriormente es llevado al área de hospital donde se realiza

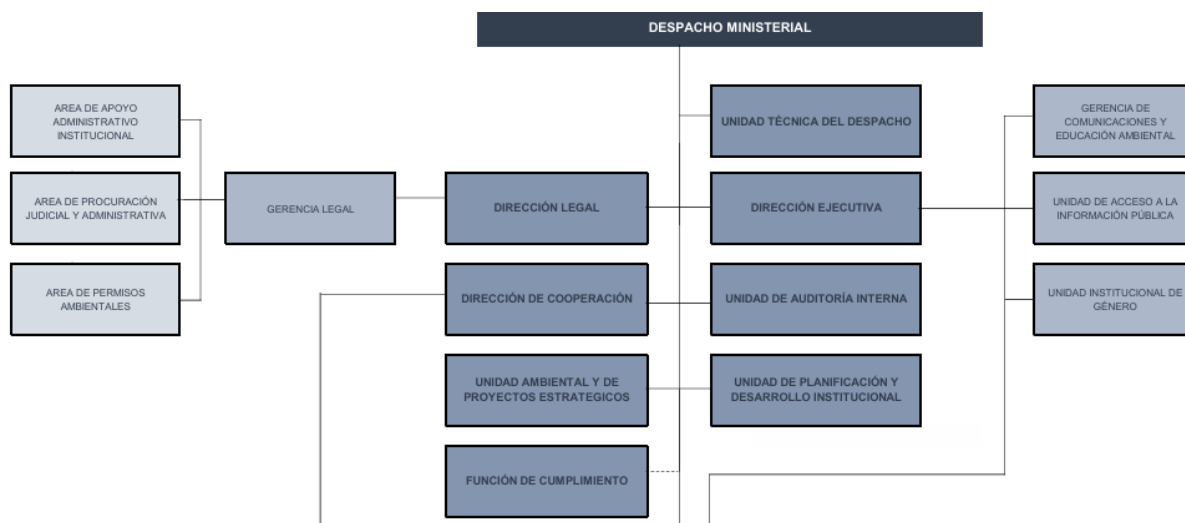
un examen físico clínico, toma de muestras, curaciones y tratamiento si el animal lo requiere. Los animales pasan por un proceso de rehabilitación para posteriormente ser reintegrados en áreas naturales protegidas.

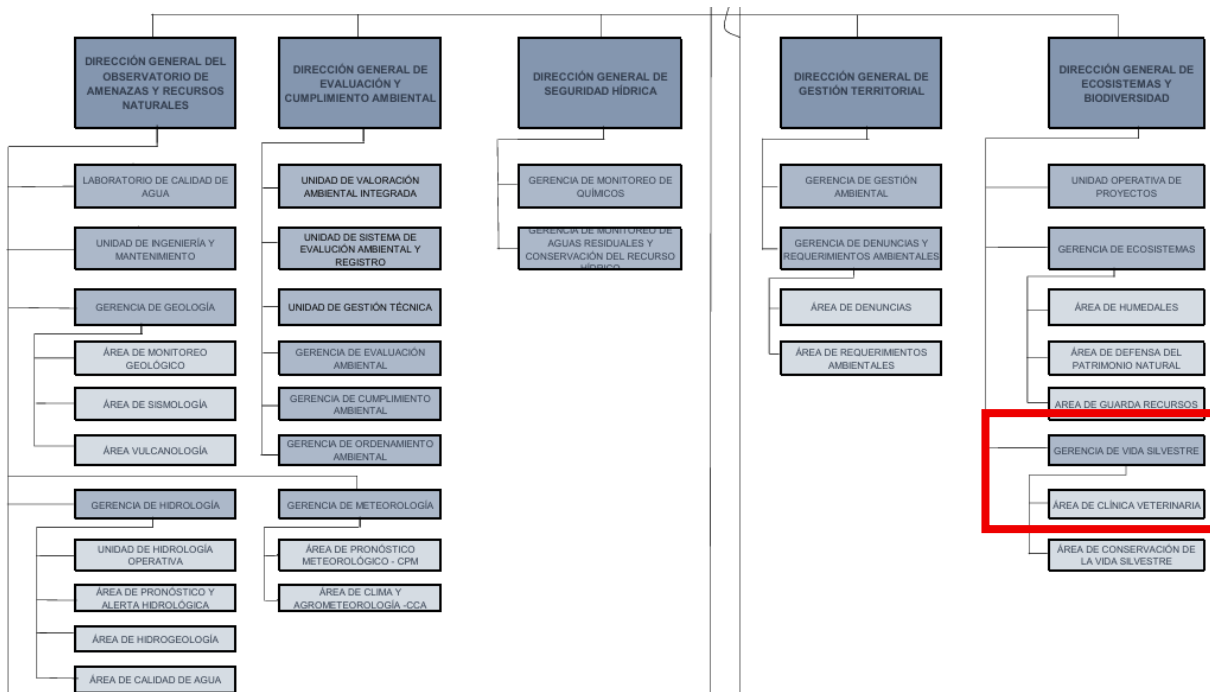
### 2.1.4.2 SITUACIÓN TÉCNICA

Con el objetivo de asegurar un funcionamiento óptimo de la clínica veterinaria, se dispone de personal altamente capacitado. Las actividades relacionadas con el manejo de los especímenes son ejecutadas por, y bajo la estricta supervisión de los médicos veterinarios zootecnistas MVZ. Josué Antonio Coto Panamá y MVZ. Dennys Joaquín Valdez Gracias, así como del Br. José Manuel Arévalo Herrera, contando además con el respaldo del personal de guardarrecursos.

### 2.1.4.3 SITUACIÓN ADMINISTRATIVA

La clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales opera bajo la dirección de la Gerencia de Vida Silvestre, en cumplimiento con lo establecido en la Ley de Conservación de Vida Silvestre. La supervisión, coordinación y ejecución de las funciones dentro de la clínica veterinaria están bajo la responsabilidad del MVZ. Josué Antonio Coto Panamá.





**Figura 2. Organigrama del Ministerio de Medio Ambiente. Fuente: MARN, 2025.**

#### 2.1.4.4 ACTIVIDADES DE COMERCIALIZACIÓN

La clínica veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN) proporciona servicios de atención médica veterinaria especializada a ejemplares de fauna silvestre nativa de El Salvador. Esta atención se ofrece de manera gratuita, como parte del compromiso del MARN con la protección, conservación y rehabilitación de la vida silvestre afectada por tráfico ilegal, lesiones, enfermedades o condiciones que comprometan su bienestar y supervivencia en su entorno natural.

### **3. ANÁLISIS DE PROBLEMÁTICAS**

Una de las principales problemáticas identificadas en la institución es la falta de insumos para el área de laboratorio, lo cual limita el desarrollo de pruebas diagnósticas, por lo tanto, no es posible llegar a un diagnóstico definitivo y por consecuencia, se limitan las acciones de tratamiento específicos.

Los medicamentos también se ven limitados por lo que no siempre es posible brindar el tratamiento de elección para ciertas patologías y se debe trabajar con los medicamentos que se disponga en el momento.

Otro de los problemas identificados dentro de la institución es la falta de personal, lo cual compromete la eficacia del desarrollo de las actividades dentro de la clínica veterinaria MARN, que incluye el cuidado especializado, preparación de dietas, manejo y rehabilitación de las especies, esta situación provoca una sobrecarga en los quehaceres al personal existente.

Además, en los últimos años, la clínica veterinaria ha experimentado un incremento considerable en el número de animales que ingresan. Este aumento ha sobrepasado la capacidad de la clínica, generando una falta de espacios adecuados para albergar a los distintos ejemplares según sus necesidades. Como consecuencia, se presentan condiciones de hacinamiento que afectan directamente el bienestar de los animales. La ausencia de áreas específicas para diferentes especies también representa un riesgo sanitario y complica las labores del personal encargado del manejo y cuidado.

## **4. METODOLOGÍA**

La pasantía profesional fue desarrollada en la Clínica Veterinaria del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, laborando en el período del 18 de junio de 2024 al 20 de abril del 2025 en el horario de 8:00 am a 4:00 pm en días variados durante la semana, cumpliendo con un total de 1,000 horas.

Dentro de las principales actividades realizadas en la clínica veterinaria fue la toma y colecta de muestra de diversas especies de mamíferos silvestres, preparación y el análisis de las muestras, así como su respectiva interpretación. Además, se colaboró en la asistencia y realización de ultrasonografías a mamíferos silvestres.

A continuación, se describen más a detalle las actividades realizadas durante el período de pasantía

### **4.1 TOMAS DE MUESTRAS BIOLÓGICAS**

#### **4.1.1 Muestras de sangre**

Se realizaron tomas de muestra sanguínea mediante diferentes técnicas en diversas especies de mamíferos entre los cuales los más comunes fueron:

##### **4.1.1.1 Tacuazín (*Didelphis sp*)**

Se prefiere la vena caudal ventral a las venas de las extremidades porque es menos probable que produzca dolor por venopunción o colapso y se accede a ella de forma segura sin sedación de la zarigüeya (Strehl et al, 2024).

Se realizó la identificación de la vértebra caudal 5 mediante la examinación de la cola, se realiza la palpación para identificar la apófisis espinosa al levantar la cola dorsalmente. Al identificar la zona de punción se realiza la asepsia con alcohol al 70%, posteriormente se inserta una jeringa de 1 ml con una aguja de calibre 27 en un ángulo de 45° con respecto a la porción distal de la cola hasta que la aguja tocó la vértebra. Posterior a la extracción de sangre se realiza presión en el sitio de venopunción para realizar hemostasia.



**Figura 3. Toma de muestra sanguínea en un tacuazín (*Didelphis sp*). Fuente: Archivo personal.**

#### **4.1.1.2 Mapache (*Procyon lotor*)**

La sangre se puede recolectar de las venas yugular, cefálica y safena lateral o de la vena femoral, que son anatómicamente similares a las de los animales domésticos (Strehl et al, 2024). Las tomas de muestra se realizaron con el espécimen bajo sedación realizando la venopunción en la vena cefálica con una jeringa de 3 ml y una aguja de calibre 23.

#### **4.1.1.3 Zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*)**

Se procedió a la toma de muestras de sangre de la vena cefálica utilizando jeringas desechables y agujas de calibre 23. Debido al estado de debilidad del individuo, la extracción se realizó sin sedación, empleando únicamente inmovilización física cuidadosa para garantizar la seguridad del animal y del personal durante el procedimiento.



**Figura 4. Toma de muestra sanguínea en un zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*).**  
Fuente: Archivo personal.

#### **4.1.1.4 Venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*)**

La toma de muestra de sangre del venado cola blanca se efectuó a través de la vena yugular utilizando un catéter estéril de calibre 22. El espécimen se encontraba en estado de debilidad por lo que se procedió a realizar la técnica sin sedación.



**Figura 5. Cateterización en vena yugular para toma de muestra sanguínea en un venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*).** Fuente: Archivo personal.

#### **4.1.1.5 Puercoespín (*Sphiggurus mexicanus*)**

Según Coppola et al, la toma de muestra puede ser tomada de la vena braquiocefálica con una aguja mariposa (21G × 3/4", 0,8 × 19 mm) conectada a una jeringa estéril.

dicho procedimiento mediante inmovilización química. En este caso y a diferencia de lo antes descrito, se realizó la toma de muestra bajo inmovilización física con guantes de carnaza y con ayuda de un personal para la sujeción del espécimen. Se realizó la venopunción de la vena coccígea con una jeringa estéril y una aguja calibre 26G.



**Figura 6. Toma de muestra sanguínea en un puercoespín (*Sphiggurus mexicanus*).**  
Fuente: Archivo personal.

#### **4.1.1.6 Primates no humanos: Mono araña (*Ateles geoffroyi*) y Mono capuchino (*Cebus capucinus*)**

La vena femoral es el sitio de recolección más común para los monos del Viejo Mundo (OWM) y los monos del Nuevo Mundo (NWM) y se puede utilizar para recolecciones de gran volumen. Las venas cefálica, safena y lateral de la cola se utilizan a menudo para recolecciones de volúmenes más pequeños (AALAS, 2022).

Las técnicas utilizadas fueron la venopunción en la vena cefálica y la venopunción en la vena femoral en el mono araña y el mono capuchino respectivamente.

#### **4.1.1.7 Felinos silvestres: Gato zonto (*Herpailurus yagouaroundi*) y Tigrillo (*Leopardus wiedii*)**

Las muestras de sangre se recolectan de felinos silvestres mediante técnicas similares a las de los gatos domésticos. Los métodos comunes incluyen la venopunción yugular y la venopunción cefálica o safena. La venopunción se realizó en la vena cefálica con

aguja estéril de 23G y jeringa estéril. Para ambos felinos se realizó bajo inmovilización química.

#### **4.1.1.8 Ardilla gris (*Sciurus variegatoides*)**

Los sitios de venopunción para los esciúridos dependen del tamaño, el temperamento, la especie y las zonas de crecimiento del pelaje. Los sitios de venopunción de la ardilla incluyen la yugular, la vena cava craneal y las venas braquiocefálica, safena lateral, cefálica y femoral (Heatley y Russell, 2020). En este caso se realizó la toma de muestra de la vena femoral con una aguja calibre 26G.

#### **4.1.1.9 Armadillos (*Dasyus novemcinctus*)**

Según Moore, los sitios de venopunción para el armadillo incluyen las venas yugular, subclavia, cefálica, safena y ventral de la cola, así como la punción cardíaca. Las técnicas utilizadas fueron la venopunción en la vena ventral de la cola y la vena femoral, se realizó bajo inmovilización química utilizando aguja de calibre 26G y jeringa de 3 ml.



**Figura 7. Asistencia en toma de muestra sanguínea en un armadillo adulto (*Dasyus novemcinctus*). Fuente: Archivo personal.**

#### **4.1.2 Toma de muestras de heces**

La toma de muestra de heces se realizó mediante tres técnicas diferentes; por hisopado rectal, colecta al momento de deposición y recogidas directamente de su jaula durante la limpieza del recinto. Dichas muestras fueron colocadas en frascos para

muestras de heces y debidamente identificadas con la especie, número de ficha clínica, edad y sexo.



**Figura 8. Toma de muestra de heces por hisopado rectal en tacuazín (*Didelphis sp.*).**

**Fuente: Archivo personal.**

#### **4.1.3 Muestras de orina**

El método ideal para la recolección de orina estéril es la cistocentesis. Se afeita y prepara la zona suprapúbica antes de palpar el abdomen e identificar e inmovilizar la vejiga urinaria. La palpación de la vejiga urinaria a menudo no es posible, en ese caso, la punción se realiza por conocimiento anatómico en el lugar donde se ubica el órgano o con guía ecográfica. La aguja se introduce directamente en la vejiga. En este punto, se aspira la jeringa y se extrae lentamente la muestra. Una vez dentro del abdomen, no se debe intentar redirigir la aguja, ya que podría lacerar las vísceras (Wolf y White, 2012).



**Figura 9. Cistocentesis ecoguiada en un mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

**Fuente: Archivo personal.**

#### **4.1.4 Muestras de piel**

El raspado se realiza con una hoja de bisturí N.º 10, con o sin mango. La hoja de bisturí debe sujetarse entre el pulgar y el índice. Antes de raspar la piel, se sumerge la hoja en una gota de aceite mineral sobre el portaobjetos, o se puede colocar una gota de aceite mineral sobre la piel (Sirois, 2020).

Durante el raspado, la hoja debe mantenerse perpendicular a la piel. Sostenerla en otro ángulo puede provocar una incisión accidental. El área promedio raspada debe ser de aproximadamente 3 a 4 cm<sup>2</sup>. Se deben raspar múltiples sitios para aumentar las posibilidades de recolectar el parásito (Sirois, 2020).

La profundidad del raspado varía según la ubicación típica del parásito en cuestión. Al raspar para detectar ácaros que viven en túneles (p. ej., especies de *Sarcoptes*) o en folículos pilosos (p. ej., especies de *Demodex*), raspe la piel hasta que salga una pequeña cantidad de sangre capilar del área raspada (Sirois, 2020).

## 4.2 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO

### 4.2.1 HEMATOLOGÍA

La hematología es un componente importante del diagnóstico clínico de laboratorio y desempeña un papel fundamental en el diagnóstico diferencial, en el seguimiento del progreso de los protocolos terapéuticos y en la elaboración de un pronóstico fundamentado. El análisis de un frotis sanguíneo teñido es una parte integral y, según muchos, la prueba más esencial de cualquier examen hematológico de rutina (Samour y Hart, 2021).

#### Frotis de sangre periférica

1. Coloque una pequeña gota de sangre en un extremo de un portaobjetos limpio.
2. Coloque el borde del segundo portaobjetos frente a la gota de sangre, retroceda el segundo portaobjetos hasta que entre en contacto con la gota de sangre y deténgase.
3. Deje que la sangre fluya hacia los extremos derecho e izquierdo del segundo portaobjetos hasta que casi llegue al final.
4. Empuje el primer portaobjetos hacia adelante con un movimiento rápido y suave para formar una película delgada sobre el portaobjetos de vidrio (Samples et al, 2022).

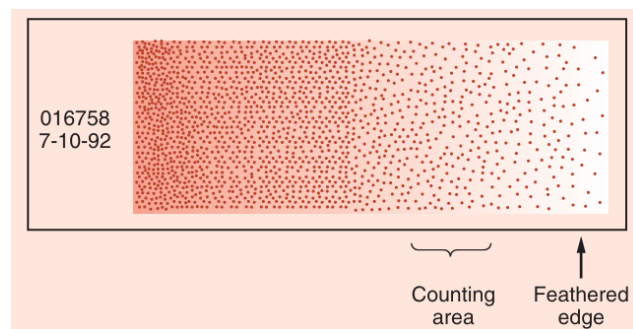
Una vez realizado el frotis de sangre, el portaobjetos debe secarse completamente al aire. El frotis de sangre periférica seco puede teñirse con diversas tinciones, en este caso se realizó con la tinción Quick Panoptic.

**Quick Panoptic:** Compuesto por un fijador, un colorante acidófilo y un colorante basófilo.

1. Coloque los frotis sanguíneos en una gradilla de tinción.
2. Sumerja 5 veces en el reactivo N.º 1 y escurra sobre papel absorbente.
3. Sumerja 5 veces en el reactivo N.º 2 y escurra sobre papel absorbente.
4. Sumerja 5 veces en el reactivo N.º 3.

5. Enjuague la gradilla de portaobjetos con agua corriente y deje que los portaobjetos se sequen al aire o utilice papel absorbente para secarlos cuidadosamente (Samples et al, 2022).

**Análisis del frotis sanguíneo:** Los frotis sanguíneos presentan tres zonas importantes: (1) la zona interna gruesa (el cuerpo); (2) la monocapa; y (3) la cola (la zona más externa) (Ver figura 10). La zona interna es el área más gruesa del frotis, donde las células se encuentran generalmente contraídas, distorsionadas o poco teñidas, dificultando una correcta evaluación. La monocapa es la mejor zona para la valoración de la morfología celular y para el conteo y el diferencial celular, mientras que la cola del frotis es la mejor área para buscar organismos (p. ej., microfilaria), agregados plaquetarios, células atípicas de mayor tamaño, células neoplásicas, o ambas (Valenciano, 2016).



**Figura 10. Partes del frotis sanguíneo. Fuente: Sirois, 2020.**

**Recuento diferencial de leucocitos:** Aunque la mayoría de los analizadores hematológicos veterinarios proporcionan al menos un recuento diferencial parcial de leucocitos, es necesario preparar y evaluar un frotis sanguíneo. Un gran número de anomalías no se reportan rutinariamente con los analizadores automáticos, incluyendo glóbulos rojos nucleados, granulación tóxica, grumos plaquetarios, células diana y hemoparásitos (Sirois, 2020).

Comience siempre el examen escaneando el portaobjetos con un aumento bajo. A continuación, se debe escanear todo el portaobjetos para detectar la presencia de grumos plaquetarios, células anormales grandes y microfilarias. A continuación, se localiza la cola y la monocapa con un aumento alto. La cola del frotis de sangre

contiene células que suelen estar muy distorsionadas y distribuidas de forma errática. La monocapa es el área del frotis donde las células se distribuyen de forma uniforme y aleatoria, sin distorsión. Tras identificar estas dos áreas, el técnico se centra en un campo microscópico de la monocapa justo adyacente a la cola del frotis. El recuento diferencial se realiza en la monocapa del frotis mediante un aumento de inmersión en aceite. Durante este recuento, se cuentan, identifican y registran un mínimo de 100 leucocitos. Dado que se cuentan 100 leucocitos, el número de cada tipo de leucocitos observado se registra como porcentaje. Esto se denomina recuento relativo de leucocitos (Sirois, 2020).

#### **4.2.2 COPROPARASITOLOGÍA**

Los métodos utilizados para el análisis de muestras de heces fueron el método directo y el método de flotación de Sheather.

##### **4.2.2.1 Método directo**

Se realiza disolviendo una partícula muy pequeña de heces en una gota de solución salina, se coloca directamente en el portaobjetos y se observa al microscopio.

##### **4.2.2.2 Método de flotación de Sheather**

1. Mezclar aproximadamente 5 g de heces con 20 ml de solución de flotación en un vaso de plástico u otro recipiente adecuado.
2. Colar a través de un colador en una segunda taza.
3. Agitar el recipiente y decantar la suspensión fecal en un tubo de centrifuga u otro vial de lados rectos.
4. Llenar el tubo o vial con suficiente solución de flotación para que el menisco quede justo al nivel de la parte superior del tubo.
5. Colocar un portaobjetos de vidrio o un cubreobjetos sobre el tubo y dejar reposar durante al menos 20 minutos.
6. Levantar el portaobjetos o cubreobjetos, inviertalo, cúbralo con un cubreobjetos y examinar con aumentos de 10X y 40X, con el condensador hacia abajo y con poca luz (University of Minnesota, 2021).

### 4.2.3 UROANÁLISIS

Se realiza mediante análisis que evalúan propiedades físicas y químicas de la orina.

#### 4.2.3.1 Propiedades físicas

Las propiedades físicas de la orina son el color, transparencia y la gravedad específica.

**Color:** El color normal de la orina es de amarillo claro a ámbar debido a la presencia de pigmentos llamados urocromos. La magnitud del color amarillo en la orina varía según el grado de concentración o dilución de la orina. Al observar la orina, ésta debe estar en un recipiente de plástico o vidrio transparente sobre un fondo blanco para evaluar adecuadamente su color (Sirois, 2020).

**Transparencia:** Al observar la orina para determinar su grado de transparencia, debe colocarse sobre un fondo con letras impresas. La transparencia se define como clara, ligeramente turbia o turbia, dependiendo de la claridad con la que se puedan leer las letras a través de la muestra.

**Gravedad específica:** Se define como el peso (densidad) de una cantidad de líquido en comparación con la de una cantidad igual de agua destilada. Para determinar la densidad urinaria, se puede utilizar un refractómetro, un urinómetro o tiras reactivas. La densidad urinaria con tiras reactivas es el método menos fiable para determinar la densidad urinaria en animales.

#### 4.2.3.2 Propiedades químicas

Se realizó mediante tiras reactivas, las cuales deben sumergirse completamente en la muestra; luego, se retira y se inclina el borde largo sobre una toalla de papel para que se absorba el exceso de orina. Como alternativa, se puede añadir orina a la tira reactiva con una pipeta, asegurándose de que cada almohadilla reactiva esté completamente saturada. Los cambios de color en cada almohadilla reactiva se registran a intervalos de tiempo específicos. La concentración de los distintos componentes se determina comparando los colores de la tira con la tabla de colores de la etiqueta del envase.

#### **4.2.4 DERMATOLOGÍA**

Dentro de los análisis de piel y tegumento efectuados durante el desarrollo de la pasantía profesional se describen:

##### **4.2.4.1 Raspados cutáneos**

Todos los restos raspados de la superficie frontal de la hoja se extienden con una gota de aceite mineral sobre un portaobjetos de vidrio. Se coloca un cubreobjetos de vidrio sobre el material y el portaobjetos está listo para su examen microscópico con el objetivo de 4×. El portaobjetos debe examinarse sistemáticamente en filas para evaluar toda el área bajo el cubreobjetos. La baja intensidad de la luz y el alto contraste aumentan la visualización de ácaros y huevos. Si es necesario, el portaobjetos puede evaluarse con el objetivo de 10× (Hendrix y Robinson, 2012).

#### **4.3 DIAGNÓSTICO POR IMAGENOLOGÍA**

##### **4.3.1 Ultrasonografía**

La ecografía abdominal es una técnica de imagen no invasiva que se utiliza para evaluar los órganos abdominales. Es esencial para evaluar e identificar alteraciones en los tractos urinario, digestivo y reproductivo de diferentes especies animales (Cavalcanti et al, 2024).

Los animales fueron posicionados en decúbito supino y contenidos manualmente para la realización del estudio. Se aplicó gel para ultrasonido en la región abdominal con el objetivo de optimizar la transmisión de las ondas ultrasónicas. Se realizaron todas las ecografías bidimensionales, evaluando de manera sistemática el tamaño, forma, contorno, ecogenicidad y ecotextura de los órganos abdominales: vejiga urinaria, riñones, estómago, intestino, hígado, vesícula biliar y bazo. Las exploraciones se llevaron a cabo utilizando un ecógrafo veterinario portátil (EDAN U50). Los datos obtenidos fueron registrados en un formato individual para cada espécimen.



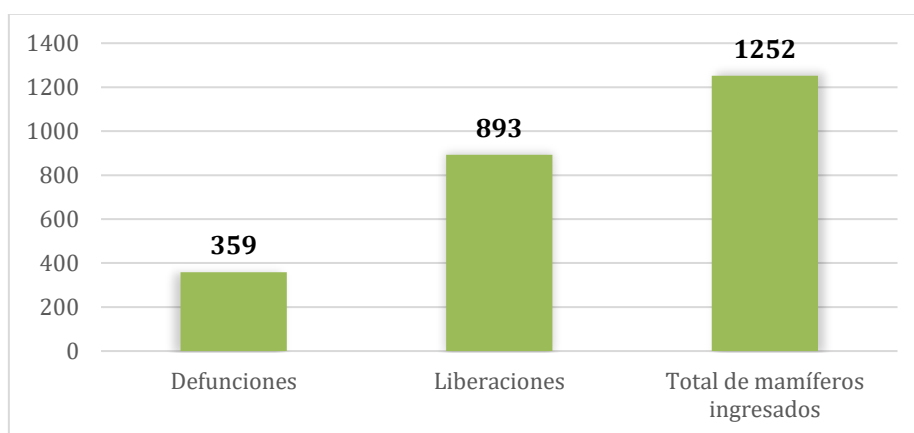
**Figura 11. A) Ecografía abdominal en un tigrillo (*Leopardus wiedii*). B) Ecografía abdominal en un mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante el desarrollo de la pasantía profesional se efectuaron 66 procedimientos de toma, procesamiento y análisis de muestras biológicas, así como la realización de 16 estudios ultrasonográficos.

A continuación, se describen los resultados obtenidos:

**Cantidad de mamíferos recibidos, liberaciones y defunciones en la clínica veterinaria durante el período de pasantía.**



**Discusión:** Durante el período de pasantía se recibieron un total 1252 mamíferos silvestres, de los cuales 893 (71.3%) pasaron por su proceso de rehabilitación y posteriormente fueron reintegrados en áreas naturales protegidas, mientras que 359 fallecieron (28.7%). Estos resultados reflejan un balance positivo, ya que la mayoría de los animales logró reincorporarse a su hábitat natural. Sin embargo, la cifra de defunciones indica que muchos individuos ingresan en condiciones críticas debido a factores como tráfico ilegal, accidentes o enfermedades, lo que limita las posibilidades de éxito.

## Toma de muestras biológicas en las diferentes especies de mamíferos

Especies de mamíferos	Muestras tomadas				Total
	Heces	Sangre	Orina	Piel	
Tacuazin ( <i>Didelphis sp</i> )	10	11	0	0	21
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	4	2	0	6	12
Armadillo ( <i>Dasyus novemcinctus</i> )	2	3	0	0	5
Cotuza ( <i>Dasyprocta punctata</i> )	1	0	0	0	1
Puercoespín ( <i>Sphiggurus mexicanus</i> )	1	3	0	0	4
Zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> )	2	1	1	0	4
Mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> )	1	3	1	0	5
Ardilla gris ( <i>Sciurus variegatoides</i> )	1	1	0	0	2
Pezote ( <i>Nasua narica</i> )	1	0	0	0	1
Tigrillo ( <i>Leopardus wiedii</i> )	1	1	0	0	2
Gato zonto ( <i>Herpailurus yagouaroundi</i> )	1	1	0	0	2
Venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> )	2	2	0	0	4
Mono capuchino ( <i>Cebus capucinus</i> )	1	1	0	0	2

Oso hormiguero ( <i>Tamandua mexicana</i> )	0	1	0	0	1
Total	28	30	2	6	66

**Tabla 1. Número total de muestras tomadas por especie y por tipo de muestra.**

**Discusión:** Se realizó tomas de muestra en las diferentes especies de mamíferos, siendo el tacuazín (*Didelphis sp*) el mamífero que fue más muestreado con 21 muestras biológicas tomadas y el segundo mamífero fue el mapache (*Procyon lotor*) con 12 muestras biológicas tomadas. El tipo de muestras que se tomaron con mayor frecuencia fueron de sangre con un total de 30 tomas, seguida de las muestras de heces con un total de 28. Durante el período de pasantía se tomaron un total de 66 muestras biológicas en las diferentes especies de mamíferos.

#### Presencia de parásitos gastrointestinales en mamíferos silvestres

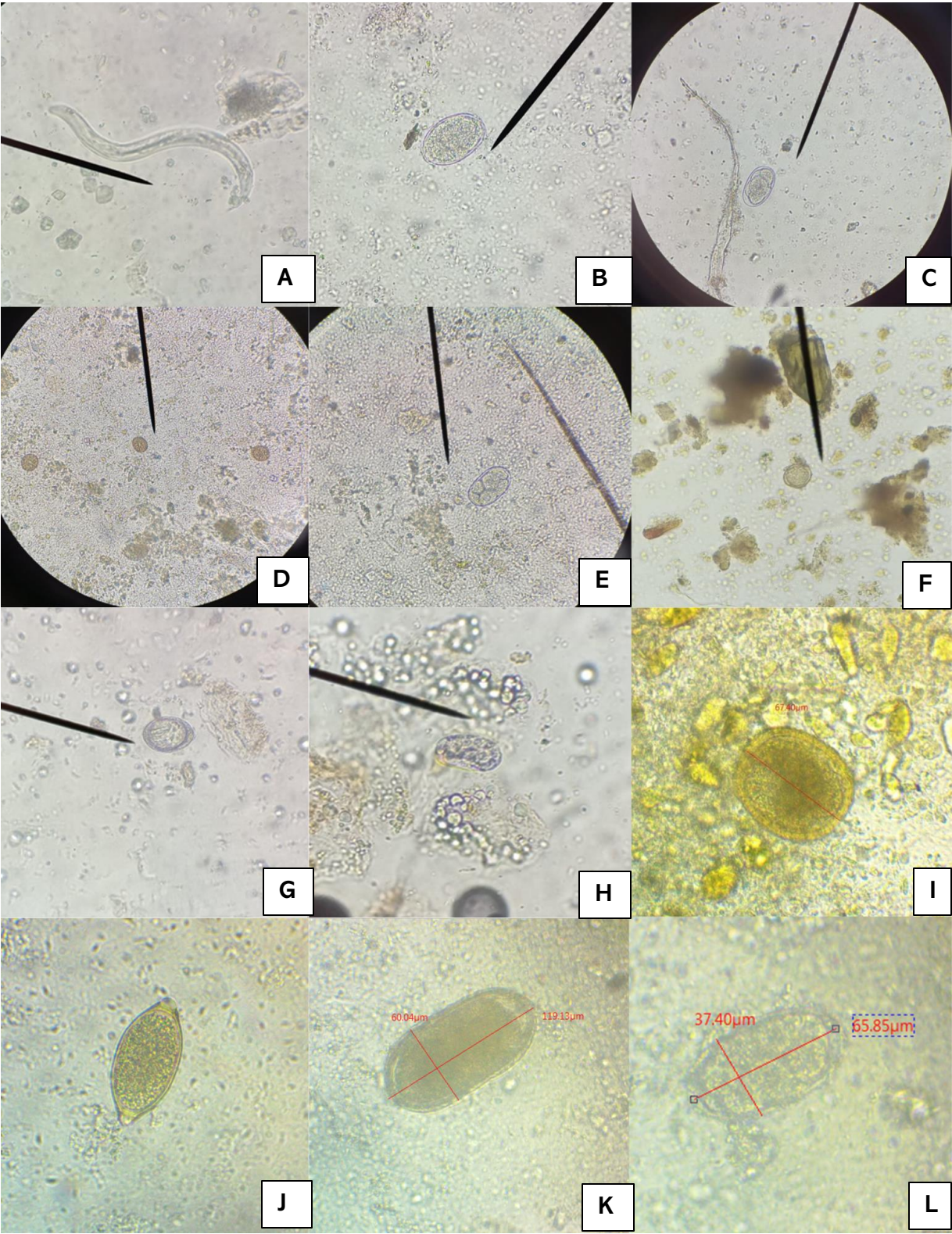
Especies de mamíferos	No. de muestras	No. de positivos	Parásitos		
			Protozoarios	Nematodos	Cestodos
Tacuazín ( <i>Didelphis sp</i> )	10	7	Negativo	<i>Cruzia tentaculata</i> <i>Ancylostoma sp</i> <i>Trichuris sp</i> Spiruroidea	Negativo
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	4	0	Negativo	Negativo	Negativo
Armadillo ( <i>Dasyus novemcinctus</i> )	2	2	Quistes de <i>Eimeria</i>	Negativo	Negativo
Cotuza ( <i>Dasyprocta punctata</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo
Puercoespín ( <i>Sphiggurus</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo

<i>mexicanus</i> )					
Zorro gris ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> )	2	1	Negativo	<i>Ancylostoma caninum</i>	Negativo
Mono araña ( <i>Ateles geoffroyi</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo
Ardilla gris ( <i>Sciurus variegatoides</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo
Pezote ( <i>Nasua narica</i> )	1	1	Negativo	Larva no identificada	<i>Hymenolepis diminuta</i>
Tigrillo ( <i>Leopardus wiedii</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo
Gato zonto ( <i>Herpailurus yagouaroundi</i> )	1	1	Negativo	<i>Toxocara sp</i>	Negativo
Venado cola blanca ( <i>Odocoileus virginianus</i> )	2	0	Negativo	Negativo	Negativo
Mono capuchino ( <i>Cebus capucinus</i> )	1	0	Negativo	Negativo	Negativo

**Tabla 2. Presencia de parásitos gastrointestinales en las diferentes especies de mamíferos.**

**Discusión:** La especie que presentó mayor diversidad de parásitos gastrointestinales fue el tacuazín (*Didelphis sp*), se reporta hallazgo de 4 géneros de nematodos; *Ancylostoma sp*, *Cruzia sp*, *Trichuris sp* y un nematodo del orden Spiruroidea.

Se reporta poliparasitismo ya que en algunos especímenes fue encontrado más de un tipo de parásito, puesto que al ser animales de vida silvestre están expuestos a una amplia diversidad de parásitos en su entorno natural, lo cual concuerda con el estudio de Aragón et al, 2018 y Bezerra et al, 2020; quien reporta alta prevalencia de géneros de parásitos como *Cruzia* sp, *Trichuris* sp y *Ancylostoma* sp y Spiruroidea en tacuazines de zonas urbanas.



**Figura 12. Parásitos gastrointestinales encontrados en los diferentes mamíferos.** A) Larva de nematodo no identificada en heces de pezote (*Nasua narica*). B) *Ancylostoma* sp en heces de Tacuazín (*Didelphis sp*). C) *Ancylostoma caninum* encontrado en heces de zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*). D) Quistes de *Eimeria* sp encontrados en heces de un Armadillo (*Dasypus novemcinctus*). E) *Ancylostoma* sp encontrado en un Tacuazín (*Didelphis sp*). F) Ooquiste de *Eimeria* sp no esporulado encontrado en examen directo de armadillo. G) *Hymenolepis diminuta* encontrado en heces de pezote (*Nasua narica*). H) Huevo del orden Spiruroidea I) Huevo de *Toxocara* sp encontrado en heces de un gato zonto (*Herpailurus yagouaroundi*). J) Huevo de *Trichuris* sp encontrado en heces de un tacuazín (*Didelphis sp*). K) *Cruzia tentaculata* encontrado en un Tacuazín (*Didelphis sp*). L) Medición de huevo de *Ancylostoma* encontrado en un Tacuazín (*Didelphis sp*).

### Valores de leucogramas (promedios) de mamíferos silvestres

#### Tacuazín (*Didelphis spp*).

Parámetros %	Tacuazines adultos (n=10)										Media
Basófilos %	1.0%	0.0 %	0.0%	0.0%	0.0 %	0.0%	1.0 %	1.0 %	0.0 %	0.0 %	0.3%
Eosinófilos %	10.0 %	11.0 %	4.0%	7.0%	0.0 %	1.0%	8.0 %	4.0 %	1.0 %	4.0 %	4.4%
Mielocitos %	1.0%	0.0 %	0.0%	3.0%	0.0 %	1.0%	1.0 %	3.0 %	0.0 %	0.0 %	0.9%
Metamielocitos %	0.0%	1.0 %	0.0%	0.0%	0.0 %	0.0%	0.0 %	0.0 %	0.0 %	0.0 %	0.1%
Neutrófilos en banda %	20.0 %	16.0 %	20.0 %	27.0 %	5.0 %	2.0%	7.0 %	3.0 %	3.0 %	15.0 %	11.8%
Neutrófilos segmentados %	17.0 %	41.0 %	30.0 %	38.0 %	15.0 %	19.0 %	30.0 %	40.0 %	31.0 %	19.0 %	28.0%
Linfocitos %	50.0 %	30.0 %	46.0 %	25.0 %	80.0 %	27.0 %	53.0 %	49.0 %	65.0 %	62.0 %	48.7%
Monocitos %	1.0%	1.0 %	0.0%	0.0%	0.0 %	0.0%	0.0 %	0.0 %	0.0 %	0.0 %	0.2%

**Tabla 3. Valores de leucograma promedios de tacuazín (*Didelphis spp*).**

**Discusión:** Los hallazgos obtenidos en este estudio coinciden con los reportados por Dueñas y Peralta (2025) en su investigación titulada “Conglomerado de promedios de valores hematológicos de *Didelphis spp*. entre 1972 y 2020”. En ambos trabajos se observaron valores promedio similares en ejemplares clínicamente sanos de *Didelphis*

*spp.*, lo que sugiere una consistencia fisiológica en los parámetros hematológicos de esta especie a lo largo del tiempo y en distintos contextos. Estos resultados refuerzan la utilidad de dicha información como referencia preliminar para el análisis clínico y fisiológico en estudios de fauna silvestre, rehabilitación y monitoreo de salud en tacuazines.

**Zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*).**

Parámetros %	Zorro gris (n=3)			Media
Basófilos %	6.0%	0.0%	4.0%	3.33%
Eosinófilos %	0.0%	1.0%	3.0%	1.33%
Mielocitos %	1.0%	18.0%	4.0%	7.6%
Metamielocitos %	0.0%	6.0%	6.0%	4.0%
Neutrófilos en banda %	1.0%	18.0%	21.0%	13.33%
Neutrófilos segmentados %	46.0%	42.0%	49.0%	45.66%
Linfocitos %	30.0%	15.0%	13.0%	19.33%
Monocitos %	1.0%	0.0%	0.0%	0.33%

**Tabla 4. Valores de leucograma promedios de zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*).**

**Discusión:** Los valores hematológicos observados en el zorro gris muestran variabilidad en la presencia de células mieloides inmaduras, neutrófilos en banda, neutrófilos segmentados, linfocitos y monocitos, lo que sugiere un proceso hematopoyético activo, el cual posiblemente es influenciado por factores ambientales o estrés de manipulación.

Se observó una presencia notable de mielocitos (7.6 %) y metamielocitos (4.0 %), lo cual indica una activación medular considerable que podría reflejar un estado de respuesta inflamatoria leve o estrés agudo. En estudios en cánidos silvestres, se ha documentado que procesos de captura o contención pueden elevar ciertos parámetros hematológicos, incluidos neutrófilos segmentados e inmaduros, sin necesariamente implicar enfermedad clínica (Zamora et al, 2016; Inoue, 2012).

El porcentaje de neutrófilos en banda (13.33 %) y segmentados (45.66 %) también es elevado, en comparación con los valores de referencia en cánidos y zorros, lo cual refuerza la hipótesis de una leucocitosis reaccional, probablemente inducida por estrés fisiológico durante la captura o el manejo (Zamora et al, 2016).

Ante la falta de valores hematológicos estandarizados para *Urocyon cinereoargenteus*, los datos obtenidos en este estudio aportan información que puede contribuir al establecimiento de perfiles de salud poblacional, facilitando intervenciones clínicas más precisas y apoyando esfuerzos de conservación en contextos silvestres y de manejo en cautiverio.

**Mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

Parámetros %	Mono araña (n=2)		Media
Basófilos %	0.0%	2.0%	1.0%
Eosinófilos %	0.0%	2.0%	1.0%
Mielocitos %	0.0%	0.0%	0.0%
Metamielocitos %	2.0%	2.0%	2.0%
Neutrófilos en banda %	0.0%	4.0%	2.0%
Neutrófilos segmentados %	57.0%	44.0%	50.5%
Linfocitos %	38.0%	45.0%	41.5%
Monocitos %	1.0%	1.0%	1.0%

**Tabla 5. Valores de leucograma promedios de mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

**Discusión:** Los valores recopilados presentan correlación con lo descrito en el estudio de España, 2008; se obtuvieron valores similares dentro del rango de referencia que indica el estudio, sin embargo, por el tamaño de la población muestreada, los valores deben considerarse como datos preliminares.

## Felinos silvestres

Parámetros %	Felinos silvestres		Media
	Tigrillo	Gato zonto	
Basófilos %	0.0%	0.0%	0.0%
Eosinófilos %	4.0%	0.0%	2.0%
Mielocitos %	0.0%	2.0%	1.0%
Metamielocitos %	0.0%	0.0%	0.0%
Neutrófilos en banda %	3.0%	5.0%	4.0%
Neutrófilos segmentados %	39.0%	25.0%	32.0%
Linfocitos %	54.0%	67.0%	60.5%
Monocitos %	0.0%	0.0%	0.0%

**Tabla 6. Valores hematológicos promedios de felinos silvestres.**

**Discusión:** La evaluación de los valores hematológicos en los felinos silvestres analizados (tigrillo y gato zonto) revela hallazgos relevantes que deben ser interpretados con cautela, especialmente debido al tamaño limitado de la muestra y la escasa disponibilidad de rangos de referencia específicos para estas especies. No obstante, al comparar estos resultados con investigaciones previas en otras especies de felinos silvestres, es posible identificar tendencias fisiológicas comunes y posibles implicaciones clínicas.

Se observó una marcada predominancia linfocítica, con un promedio de 60.5 % entre ambas especies, siendo más elevado en el gato zonto (67.0 %). Valores similares han sido reportados en estudios sobre ocelotes, donde el recuento linfocítico puede superar el de neutrófilos segmentados (Solarte et al, 2024).

En cuanto a los neutrófilos segmentados, los valores oscilaron entre 25.0 % y 39.0 %, con una media de 32.0 %. Estos resultados, si bien se encuentran por debajo de los valores típicamente observados en felinos domésticos, se consideran compatibles con perfiles hematológicos de animales clínicamente sanos, en ausencia de procesos

infecciosos agudos. El porcentaje reducido de neutrófilos en banda (3.0 % y 5.0 %) respalda esta interpretación, al no evidenciarse una desviación a la izquierda significativa que sugiere una respuesta inflamatoria activa. Respecto a los eosinófilos, el tigrillo presentó un valor de 4.0 %, mientras que en el gato zonto no se detectaron. El promedio del 2.0 % se encuentra dentro de los rangos descritos para felinos.

La presencia de mielocitos en el gato zonto (2.0 %) y su ausencia en el tigrillo podrían indicar una leve activación de la hematopoyesis mieloide, aunque sin significancia clínica aparente dada la ausencia de otras células inmaduras o parámetros compatibles con inflamación. Es importante recalcar que no se documentan rangos hematológicos establecidos para especies como el tigrillo o el gato zonto, lo que dificulta una comparación exacta. Los valores aquí reportados deben considerarse como datos preliminares que contribuyen a la construcción de perfiles de referencia para estas especies, fundamentales para su evaluación clínica, manejo en cautiverio y estrategias de conservación.

#### **Otras especies de mamíferos.**

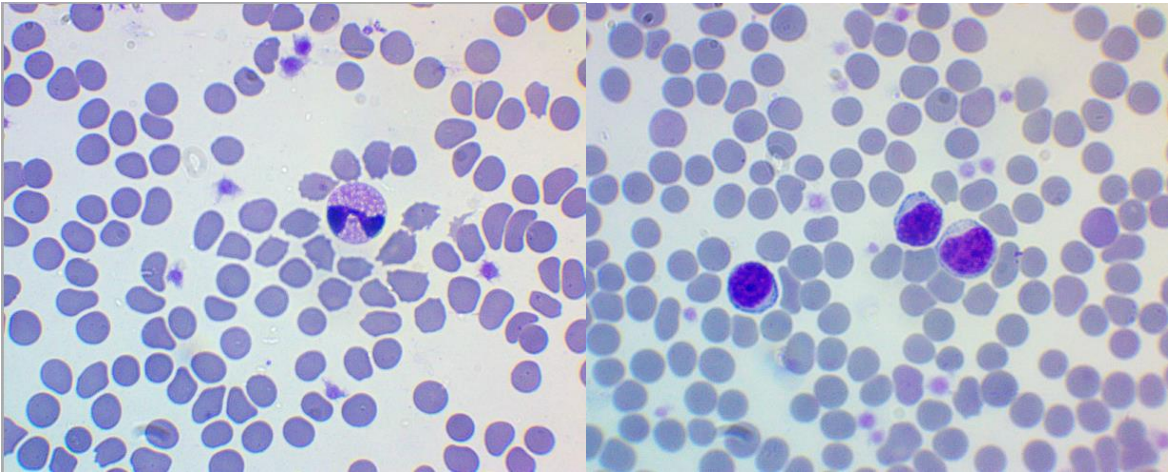
<b>Parámetros %</b>	<b>Mapache (n=1)</b>	<b>Puercoespín (n=1)</b>	<b>Venado cola blanca (n=1)</b>	<b>Oso hormiguero (n=1)</b>
Basófilos %	2.0%	0.0%	2.0%	0.0%
Eosinófilos %	0.0%	0.0%	1.0%	0.0%
Mielocitos %	2.0%	0.0%	0.0%	2.0%
Metamielocitos %	2.0%	1.0%	2.0%	3.0%
Neutrófilos en banda %	28.0%	8.0%	14.0%	57.0%
Neutrófilos segmentados %	6.0%	22.0%	60.0%	25.0%
Linfocitos %	60.0%	69.0%	21.0%	12.0%
Monocitos %	0.0%	0.0%	0.0%	0.0%

**Tabla 7. Valores de leucograma obtenidos en diversas especies de mamíferos.**

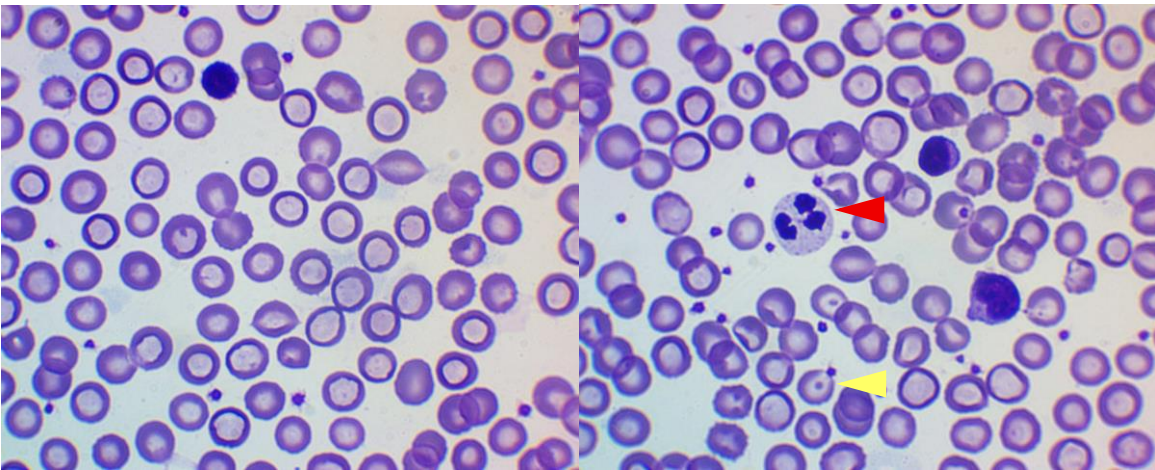
**Discusión:** En la presente tabla se observan diferencias marcadas en los parámetros hematológicos entre las especies evaluadas, lo cual es esperable dado que cada especie presenta características fisiológicas, inmunológicas y ecológicas particulares que influyen en sus perfiles hematológicos.

Los hallazgos reflejan variaciones que pueden estar influenciadas por el estado de salud, estrés, edad, hábitat y otros factores ambientales o fisiológicos. Este tipo de análisis resalta la importancia de contar con rangos de referencia específicos para cada especie silvestre, especialmente para su adecuada evaluación clínica y conservación.

**Hallazgos en muestras hematológicas en mamíferos silvestres.**



**Figura 13. Células sanguíneas de un gato zonto adulto (*Herpailurus yagouaroundi*). Derecha: Eosinófilo. Izquierda: Linfocitos.**



**Figura 14. Células sanguíneas de un puercoespín adulto (*Sphiggurus mexicanus*). Izquierda: Eritrocitos que muestran una región central pálida y anisocitosis leve. Derecha: Codocito (Flecha amarilla) y neutrófilo (Flecha roja).**

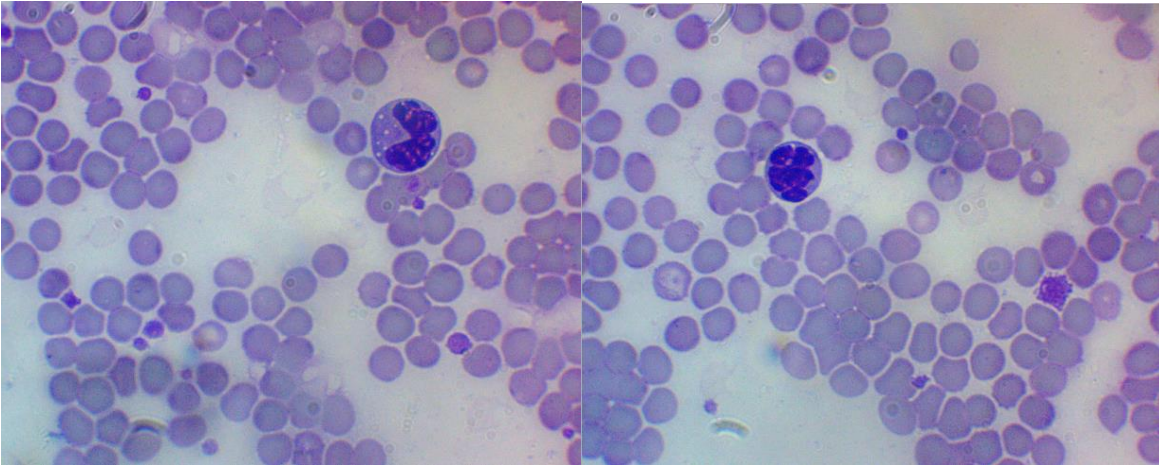


Figura 15. Células sanguíneas de una ardilla gris adulta (*Sciurus variegatoides*). Izquierda: Metamielocito. Derecha: Neutrófilo hipersegmentado.

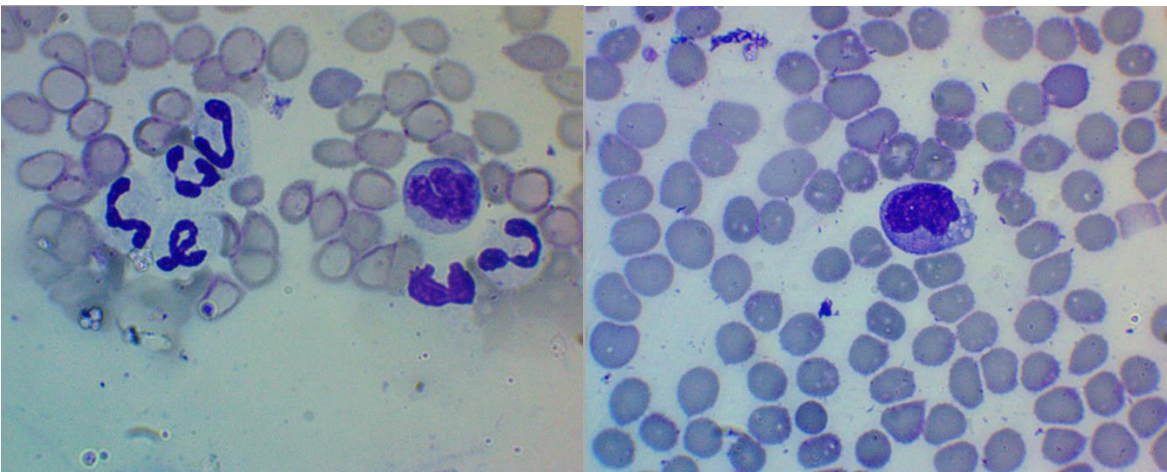


Figura 16. Células sanguíneas de un oso hormiguero (*Tamandua mexicana*). Izquierda: Neutrófilos en cayado. Derecha: Mielocito.

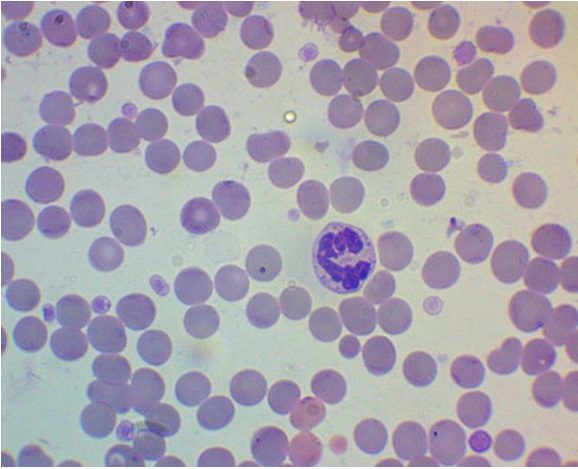


Figura 17. Células sanguíneas de un mono capuchino (*Cebus capucinus*). Neutrófilo segmentado.

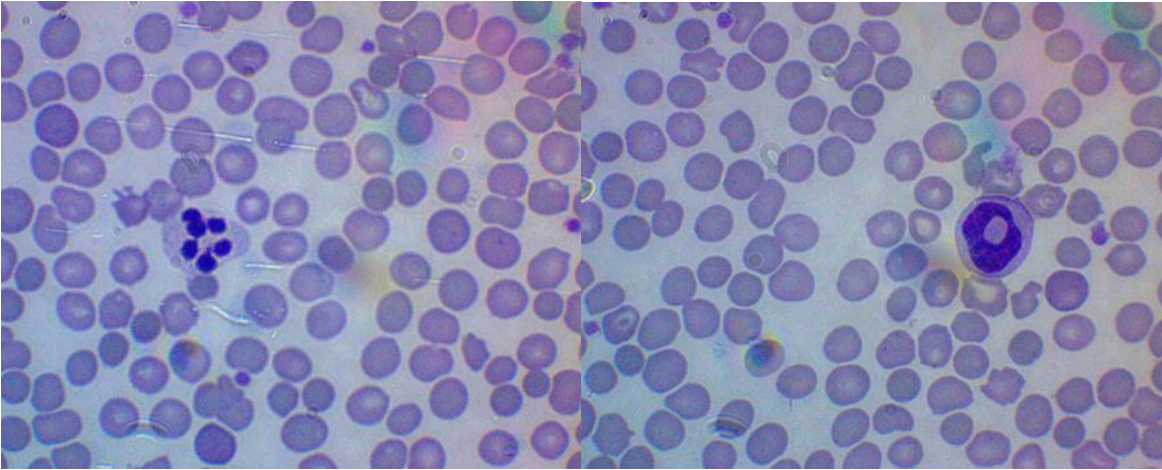


Figura 18. Células sanguíneas de un mono araña adulto (*Ateles geoffroyi*). Derecha: Neutrófilo hipersegmentado. Izquierda: Mielocito.

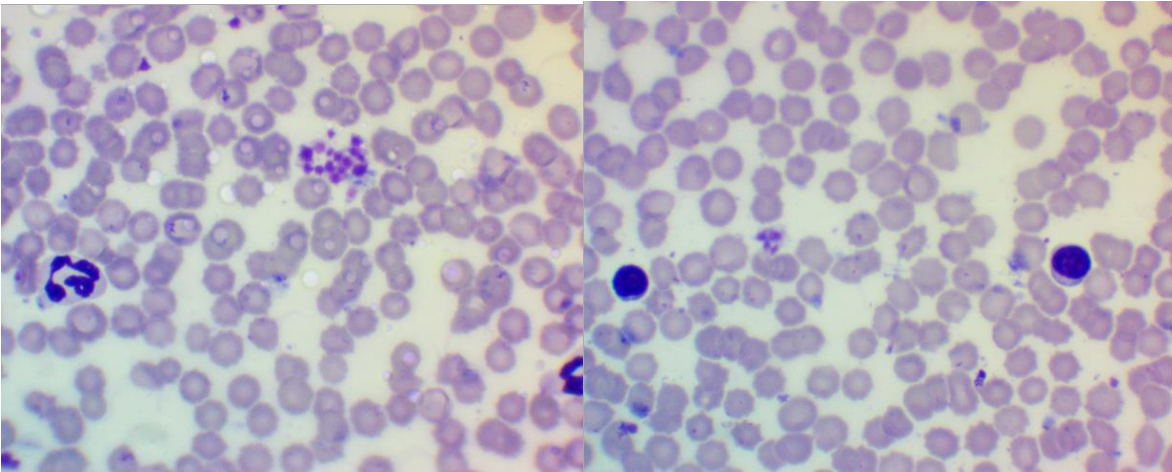


Figura 19. Células sanguíneas de un mapache adulto (*Procyon lotor*). Izquierda: Neutrófilo segmentado y grumos plaquetarios. Derecha: Linfocitos.

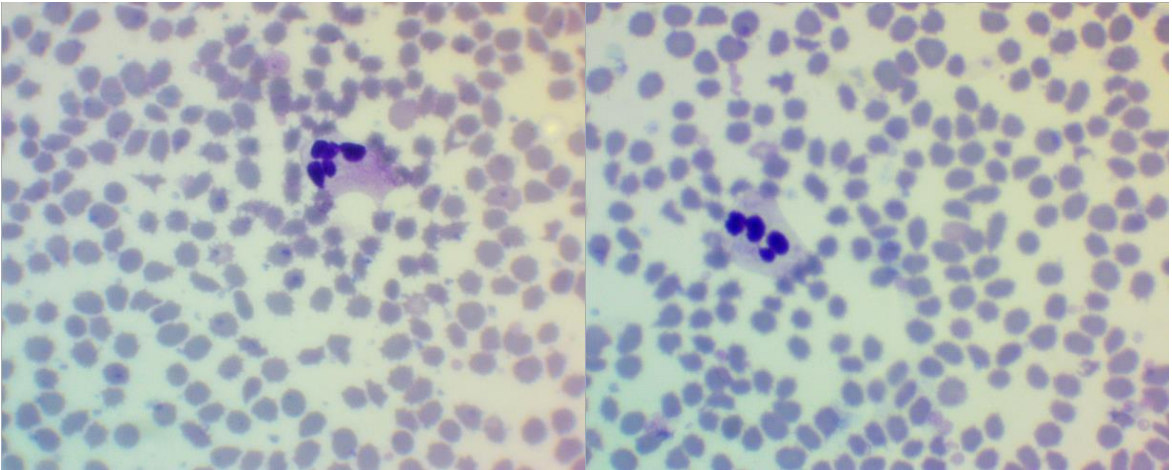
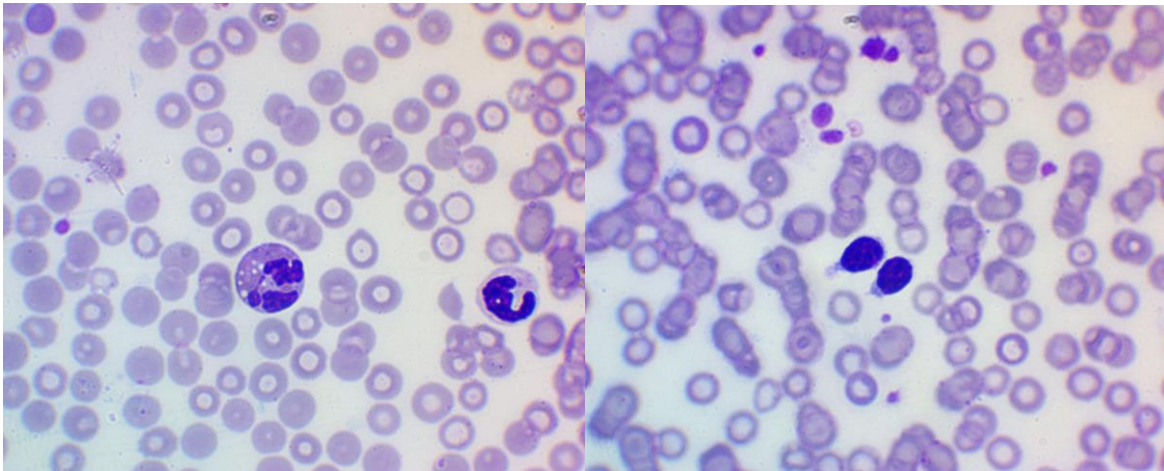
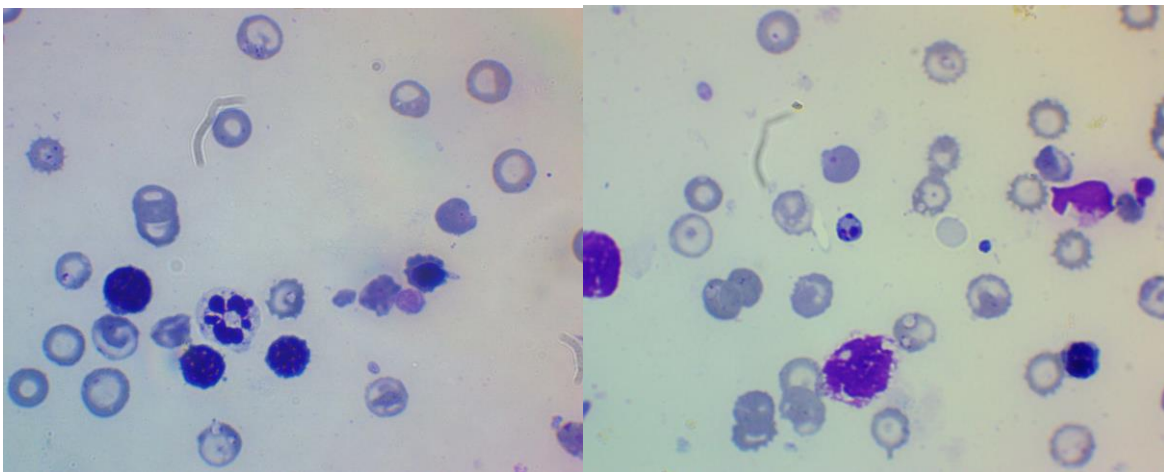


Figura 20. Células sanguíneas de un venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*). Neutrófilos hipersegmentados.



**Figura 21. Células sanguíneas de un zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*). Izquierda: Neutrófilo en cayado y neutrófilo segmentado. Derecha: Linfocitos, codocitos y los eritrocitos presentan rouleaux.**



**Figura 22. Células sanguíneas de un tacuazin adulto (*Didelphis sp.*). Izquierda: Eritrocitos hipocrómicos y neutrófilo segmentado. Derecha: Eritrocito con cuerpos de Heinz y acantocitos.**

### Hallazgos del uroanálisis en zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*)

Analito	Zorro gris	
Bilirrubina	1(17)+	1(17)+
Glucosa	100(5)+	-
Ácido ascórbico	+++	+++
Cetonas	++++	++++
Gravedad específica	1.030	1.020
Sangre	-	-
pH	6.0	6.5
Proteínas	30(0.3)	30(0.3)
Leucocitos	15±	-

**Tabla 8. Hallazgos del uroanálisis en zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*)**

Discusión: Se presentan los hallazgos en un análisis realizado en un zorro gris, antes y después de tratamiento por infección de vías urinarias. Se muestra una evolución clínica favorable ante un cuadro sugestivo de infección de vías urinarias (IVU). Inicialmente, la muestra presentó valores alterados como glucosuria (100 mg/dL) y leucocituria (15±), parámetros comúnmente asociados con procesos infecciosos del tracto urinario. Tras la administración del tratamiento, se evidenció una normalización progresiva de los parámetros urinarios. La glucosa en la orina fue indetectable y la leucocituria desapareció, lo que indica la resolución del proceso infeccioso.

En conjunto, los hallazgos apoyan una evolución clínica positiva posterior al tratamiento, destacando la importancia del uroanálisis como herramienta diagnóstica y de monitoreo terapéutico en fauna silvestre. Estos resultados también contribuyen a la generación de parámetros de referencia preliminares para la especie, ante la escasez de información publicada sobre *Urocyon cinereoargenteus*.

### Hallazgos en el uroanálisis de un mono araña (*Ateles geoffroyi*).

Analito	Resultado
Bilirrubina	1(17)+
Glucosa	-
Ácido ascórbico	+++
Cetonas	Fuera de rango
Gravedad específica	1,005
Sangre	+
pH	9.0
Proteínas	30(0.3)+
Leucocitos	15 ±

**Tabla. Hallazgos en el uroanálisis de un mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

**Discusión:** Se obtuvieron valores del análisis químico en orina en el mono araña, sin embargo, al hacer una búsqueda bibliográfica sobre valores de referencia no hay datos publicados para el género *Ateles*, por lo que se realizó una comparación con datos de referencia publicados para la especie de primate no humano *Macaca fascicularis*.

El uroanálisis realizado en un espécimen de *Ateles geoffroyi* evidenció varios hallazgos relevantes para la evaluación de su estado de salud. Uno de los parámetros alterados fue la presencia de bilirrubina (1(17)+), la cual no suele encontrarse en orina de primates sanos y podría indicar una disfunción hepática o hemólisis, aunque también puede aparecer transitoriamente en situaciones de estrés o ayuno prolongado.

La ausencia de glucosa urinaria representa un hallazgo normal, ya que en condiciones fisiológicas la glucosa no debe filtrarse en cantidades detectables por el riñón. La gravedad específica (1.005) se encuentra dentro del límite inferior para primates no humanos, como *Macaca fascicularis* (rango 1.005–1.030), lo cual podría interpretarse como una orina diluida, posiblemente relacionada con una mayor ingesta de agua (Park et al, 2016).

La presencia de sangre (+) y leucocitos ( $15 \pm$ ) sugiere un posible proceso inflamatorio o infeccioso en el tracto urinario. Este hallazgo, en conjunto con la proteinuria ( $30[0.3]+$ ), puede respaldar la sospecha de una infección urinaria baja o cistitis, condiciones reportadas ocasionalmente en primates bajo manejo humano.

El pH urinario de 9.0 se considera dentro del rango (límite superior) en primates según la bibliografía consultada.

En general, aunque no existen valores de referencia específicos para *Ateles geoffroyi*, estos hallazgos en su conjunto sugieren un posible compromiso urinario.

### Hallazgos en raspados cutáneos

Especimen	Edad	Hallazgo
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>
Mapache ( <i>Procyon lotor</i> )	Juvenil	<i>Sarcoptes scabiei</i>

**Tabla 9. Hallazgos obtenidos en raspados cutáneos.**

**Discusión:** En el 100% de la población de mapaches juveniles muestreados se identificó el ácaro *Sarcoptes scabiei*, todos los mapaches en el estudio presentaron signos clínicos como prurito, lesiones alopécicas y presencia de costras en el dorso, rostro y extremidades, tal como se describe en el estudio realizado en 2004 por Fitzgerald et al. Dado que la sarna sarcóptica es altamente contagiosa y afecta transitoriamente a muchas especies, incluyendo a los humanos, es importante que se incluyan en el diagnóstico diferencial para mapaches que presentan prurito y alopecia.

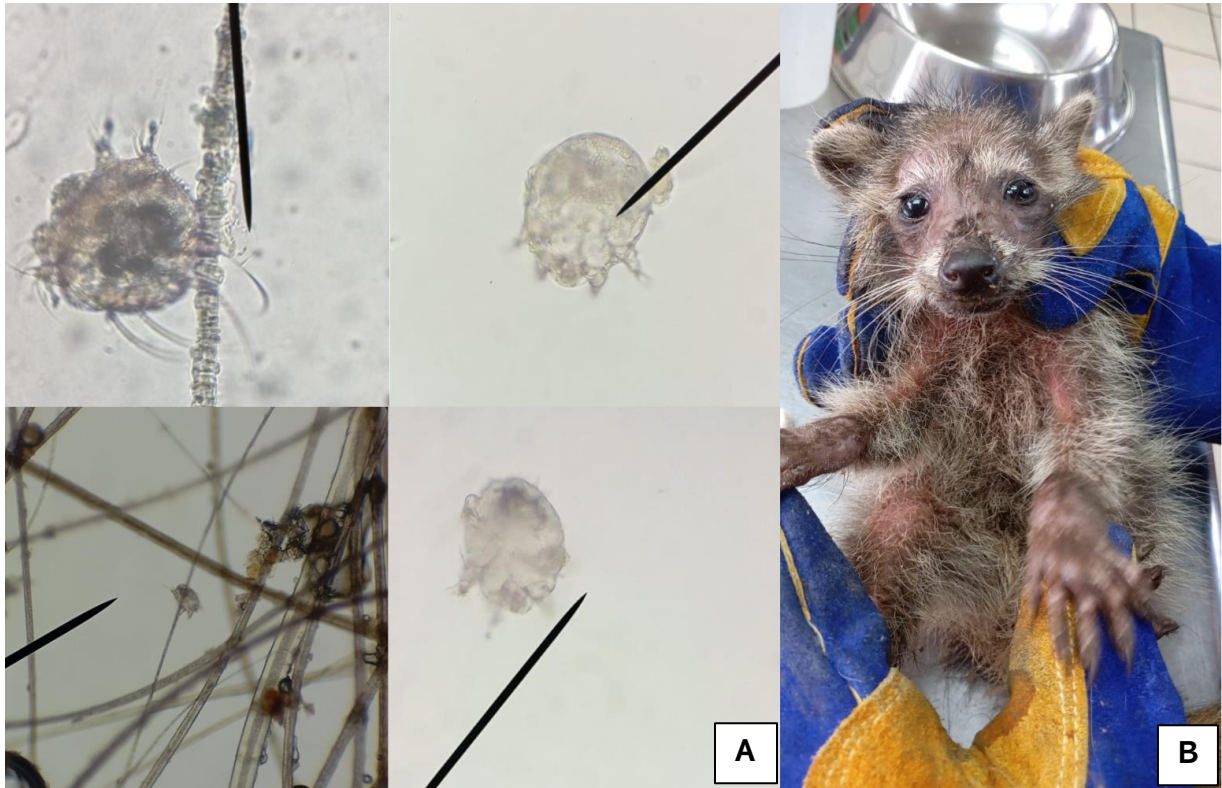


Figura 23. Hallazgos en raspados cutáneos de mapache. A) *Sarcoptes scabiei*. B) Mapache juvenil con lesiones cutáneas por sarna sarcóptica.

## Resumen de ultrasonografías realizadas durante el período de pasantía

Especímenes	Asistencias en ultrasonografía	Ultrasonografías realizadas por el pasante
Mono araña	2	0
Tigrillo	1	0
Tacuazín	0	3
Ardilla gris	1	1
Zorro gris	1	0
Gato zonto	1	0
Especies no mamíferos (tortugas marinas)	6	0
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>4</b>

**Tabla 10. Resumen de ultrasonografías realizadas durante la pasantía.**

**Discusión:** Durante el periodo de pasantía se realizaron un total de 12 asistencias en procedimientos de ultrasonografía y 4 ecografías fueron ejecutadas directamente por el pasante. El mayor número de asistencias en ultrasonografía se registró en especies no mamíferas, principalmente tortugas marinas (n=6), lo cual resalta la importancia del diagnóstico por imagen en medicina veterinaria de fauna marina, particularmente en programas de rehabilitación y conservación. En mamíferos, el mono araña (*Ateles geoffroyi*) fue la especie con mayor número de asistencias (n=2), seguido por el tigrillo (*Leopardus wiedii*), el zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*), el gato zonto (*Herpailurus yagouaroundi*) y la ardilla gris (*Sciurus variegatoides*), todos con una asistencia cada uno.

Respecto a las ultrasonografías realizadas directamente por el pasante, la mayor experiencia práctica se obtuvo en el manejo de tacuazines (*Didelphis sp*), con tres procedimientos completos, y una participación en la evaluación de una ardilla gris. Esto

permitió desarrollar habilidades técnicas básicas en la manipulación del ecógrafo y en la interpretación inicial de hallazgos ecográficos.

Es importante destacar que la limitación en el número de procedimientos realizados directamente por el pasante se relaciona con el carácter especializado de este tipo de examen, que requiere supervisión estrecha por parte de profesionales con experiencia, especialmente en especies silvestres donde la anatomía, fisiología y condiciones clínicas pueden diferir considerablemente de los animales domésticos.

## 6. CASO CLÍNICO

### Datos del espécimen:

<b>Nombre:</b>	Chilango	<b>Fecha:</b>	26/06/2024
<b>Clase:</b>	Mamífero	<b>Sexo:</b>	Macho
<b>Nombre común:</b>	Mono araña	<b>Edad:</b>	Adulto
<b>Nombre científico:</b>	<i>Ateles geoffroyi</i>		
<b>Chip ID:</b>	No tiene - CI: LC-8-24		

**Anamnesis:** El espécimen forma parte del programa nacional de conservación del mono araña, se encontraba en un recinto del Centro de Rescate Temporal de Fauna Silvestre "La Cañada", en el departamento de La Unión, donde los cuidadores observaron que no estaba usando su brazo derecho por lo que se hizo el llamado a la clínica veterinaria del MARN.

**Método de contención físico:** Se realizó la captura del espécimen en el recinto donde habita. Posteriormente fue colocado en un kennel y fue trasladado hacia la clínica

veterinaria. Una vez en la clínica veterinaria se realizó la captura mediante una red para posteriormente proceder a realizar la sedación para una evaluación completa.



**Figura 24. Captura y contención física de mono araña (*Ateles geoffroyi*).**

**Método de contención químico:** Al realizar la captura del espécimen se aplicó Midazolam a dosis de 0.3- 0.5 mg/kg IM, posteriormente a la sedación se colocó un catéter endovenoso para mantener la inducción con Ketamina a dosis de 8-10 mg/kg IV.

**Examen físico:** El espécimen se mostraba mentalmente alerta, atento a los estímulos del entorno. Se evidencia condición corporal baja (2/5), mucosas de aspecto húmedo y de color rosado, al revisar la boca se evidencia la ausencia de dientes incisivos.

**Pruebas de laboratorio:** Se realizó hemograma, frotis sanguíneo, químicas sanguíneas y se realizaron exámenes complementarios de imagenología como ultrasonografía y radiografía obteniendo los siguientes resultados:

## HEMOGRAMA

<b>Analito</b>	<b>Resultado</b>	<b>Unidades</b>	<b>Rango Normal</b>
Hemoglobina	13.7	gr/dl	11.4-18.4
Hematocrito	38.9	%	32.9-55
Eritrocitos	4.97	*10 <sup>6</sup> /μl	4.27-6.8
VGM	78.3	fL	69-87.5
HGM	27.6	Pg	22.5-29.1
CHGM	35.2	%	29.6-36
Plaquetas	364	*10 <sup>3</sup> /μl	105-443
Leucocitos	6.6	*10 <sup>3</sup> /μl	4.1-25.6
Neutrófilos Segmentados	58	%	28.8-92.1
Linfocitos	30	%	4-62.2
Monocitos	10	%	0.3-9.6
Basófilos	0	%	0-2
Eosinófilos	2	%	0-7.7

## QUIMICAS SANGUINEAS

Analito	Resultado	Unidades	Rango Normal
Creatinina	n/a	mg/dL	0.4-1.5
Nitrógeno Ureico	n/a	mg/dL	6.1-35.5
SGOT	88	U/L	44-179
SGPT	17	U/L	10-80
Fosfatasa Alcalina	n/a	U/L	46-584
GGT	n/a	U/L	1-62
Bilirrubin - Total	0.54	mg/dL	0-9.1**
Amylase	583.2	U/L	287.4-350.2*
Albumin	4.25	g/dL	1.9-4.1*

### INTERPRETACIÓN:

**Hemograma:** Todos los valores dentro del rango.

**Químicas sanguíneas:** Sin alteraciones clínicamente significativas.

## RADIOGRAFÍAS:



**Figura 25. Radiografía de miembro torácico derecho.**

**Diagnóstico:** Fractura diafisaria multifragmentada de cúbito.

### Tratamiento:

- Colocación de yeso
- Carprofeno 1 mg/kg VO cada 24 horas durante 2 semanas.
- Revimin 1 ml IM dosis única.
- Resguardo en jaula pequeña para restringir movimiento y evitar el uso del brazo.



**Figura 26. Mono araña (*Ateles geoffroyi*) con yeso en miembro torácico derecho por fractura.**

**Evolución:** El espécimen permaneció con el miembro inmovilizado por el yeso desde el 26 de junio hasta el 7 de julio, posteriormente continuó con el reposo dentro de su jaula. Se cumplió con el analgésico en el tiempo establecido. Se realizó un cambio de su dieta haciendo uso de frutas y proteínas palatables de textura blanda debido a la ausencia de dientes. Posteriormente se observó mejoría en el espécimen, el 14 de agosto se realizó radiografía de seguimiento para evaluar el estado de la recuperación de la fractura.



**Figura 27. Radiografía de miembro torácico derecho posterior a tratamiento.**



**Figura 28. Radiografía de miembro torácico derecho posterior a tratamiento.**

Como parte del plan de conservación del mono araña se realizó el protocolo de castración para una semana después ser llevado nuevamente a su recinto en el Centro de Rescate Temporal La Cañada.

**Cierre de caso:** Una vez en el recinto se dio la indicación de mantener en observación la actividad del mono y reportar cualquier hallazgo, sin embargo, no se reportaron cambios negativos, el ejemplar regresó a utilizar su brazo derecho sin problemas.

## **7. Conclusiones**

El desarrollo de la pasantía profesional representó una experiencia académica y práctica de gran valor, que permitió fortalecer habilidades esenciales en el área de medicina veterinaria aplicada a la fauna silvestre. Durante este proceso, se adquirieron y perfeccionaron competencias técnicas en la toma, manipulación y conservación adecuada de muestras biológicas (como sangre, heces, piel y orina), provenientes de diversas especies de mamíferos silvestres. Asimismo, se participó activamente en el procesamiento y análisis de dichas muestras, aplicando criterios clínicos y de investigación científica.

Los hallazgos obtenidos a lo largo de la pasantía resultan particularmente relevantes, ya que contribuyen a generar datos técnicos y biológicos sobre especies de mamíferos silvestres en El Salvador, un país que aún cuenta con escasa información documentada en esta área. El registro y análisis de parámetros clínicos, parasitológicos y hematológicos representa un aporte significativo al conocimiento local, facilitando futuras investigaciones y fortaleciendo las bases para establecer valores de referencia y criterios diagnósticos adaptados a la fauna silvestre del país.

La experiencia adquirida durante la práctica de ultrasonografía en mamíferos silvestres representó una oportunidad valiosa para introducirse en el uso de esta herramienta diagnóstica en un grupo de animales que, por su naturaleza y comportamiento, presentan desafíos particulares en el abordaje clínico. A lo largo de la práctica, fue posible familiarizarse con el manejo adecuado de equipos ecográficos, la preparación del paciente, la interpretación básica de imágenes y la identificación de estructuras anatómicas internas en distintas especies silvestres. No obstante, también se reconocieron las limitaciones propias de una etapa formativa, especialmente en cuanto a la necesidad de adquirir mayor destreza técnica, mejorar la interpretación ecográfica y adaptarse a las particularidades anatómicas de cada especie.

## **8. Recomendaciones**

Se recomienda promover activamente la participación de estudiantes de la Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia en pasantías, trabajos de investigación y actividades de campo orientadas al estudio y manejo de fauna silvestre. Estas experiencias complementan la formación académica, permitiendo el desarrollo de competencias prácticas en diagnóstico, manejo clínico, toma de muestras, y evaluación sanitaria en especies no domésticas. Además, fortalecen la comprensión de los vínculos entre salud animal, salud pública y conservación de la biodiversidad.

Implementar una asignatura en el pensum actual de la carrera de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia, orientada al estudio de la fauna silvestre nativa de El Salvador.

Promover investigaciones que aborden la identificación, caracterización y dinámica de las poblaciones parasitarias presentes en la fauna silvestre, considerando no solo el impacto sobre la salud animal y los ecosistemas, sino también las posibles implicaciones para la salud pública.

Desarrollar estudios que permitan establecer valores de referencia hematológicos específicos para diversas especies de fauna silvestre, considerando variables como edad y sexo. Estos parámetros son esenciales para una evaluación precisa del estado de salud de los animales, tanto en condiciones naturales como en contextos de rehabilitación, manejo o investigación.

Fomentar el desarrollo de investigaciones orientadas a la aplicación de técnicas de ultrasonografía en mamíferos silvestres, dado que actualmente existe una notoria escasez de información científica disponible en esta área, particularmente a nivel local y regional, debido a que su aplicación en especies silvestres aún es limitada, en parte por la falta de protocolos estandarizados, conocimientos específicos sobre anatomía ecográfica en estas especies y escasa experiencia práctica documentada.

## 9. Bibliografía

Aragón, R.; Ruiz, H.; Rodríguez, R.; Cuxim, A. & Reyes, E. 2018. Prevalence, abundance and intensity of eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in the opossum *Didelphis virginiana* Kerr, 1792 in Yucatan, Mexico. *Helminthologia*, 55(2), 2018. 119-126p.

Asamblea Legislativa. 1994. Ley de Conservación de Vida Silvestre. República de El Salvador. El Salvador. En Línea. Consultado: Julio 2025.

American Association for Laboratory Animal Science. 2022. Association of Primate Veterinarians Blood Collection Guidelines. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science: JAALAS*, 61(5), 403–405p.

Bezerra, M.; Fontes, C.; Nogueira, B.; Yamatogi, R.; Ramos, R.; Galhardo, J.; Furtado, L.; Rabelo, E.; de Araújo, J.; & Campos, A. (2020). Gastrointestinal parasites in the opossum *Didelphis aurita*: Are they a potential threat to human health? *Journal of parasitic diseases: official organ of the Indian Society for Parasitology*, 44(2), 355–363p.

Cavalcanti, E, Cavalcanti, G. & França, R. 2024. *Ultrasonographic characterization of abdominal organs of baby opossums. Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 61p.

Clinical Veterinary Diagnostic Laboratory. (s. f.). *Module 2.3: Fecal Procedure 2: Fecal Flotation*. En *Clinical Veterinary Diagnostic Laboratory*. University of Minnesota. Sitio Web. Consultado: 4 de junio de 2025.

Coppola, F.; D'Addio, E.; Casini, L.; Sagona, S.; Aloisi, M. & Felicioli, A. 2020. Hematological and Serum Biochemistry Values in Free-Ranging Crested Porcupine. *Veterinary sciences*, 7(4), 171p.

España, M. 2008. Determinación de valores de referencia para hematología, química sérica, morfometría y fisiología del mono araña (*Ateles geoffroyi*) en zoológico “La

Jungla”, IRTRA Petapa, Ciudad de Guatemala. Tesis de Médico Veterinario, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala. Repositorio Institucional USAC.

Fitzgerald, S; Cooley, T.; Murphy, A.; Cosgrove, M.; & King, B. 2004. Sarcoptic mange in raccoons in Michigan. *Journal of wildlife diseases*, 40(2), 347–350p.

Gazi, M; RY, N; Hussain, A. 2023. Advances of Ultrasonography in Healthcare of Wild Animals. *Journal of Ethology & Animal Science*.

Heatlet, J; Russell, K. 2020. *Exotic Animal Laboratory Diagnosis*. 1st edition. WILEY Blackwell.

Hendrix, C. M., & Robinson, E. 2017. *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians* (5.ª ed.). Mosby.

Hildebrandt, T; Saragusty, J. 2015. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine: Use of Ultrasonography in Wildlife Species*. Elsevier. 714 p.

Inoue, H., Clifford, D. L., Vickers, T. W., Coonan, T. J., Garcelon, D. K., & Borjesson, D. L. 2012. Biochemical and hematologic reference intervals for the endangered Island fox (*Urocyon littoralis*). *Journal of Wildlife Diseases*, 48(3), 583–592 p.

Instituto de Acceso a la Información Pública. IAIP. 2019. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Memoria de Labores 2018 - 2019. Sitio Web. Consultado: 12 mayo 2025. En línea

Instituto de Acceso a la Información Pública. IAIP. 2020. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Memoria de Labores 2019 - 2020. Sitio Web. Consultado: 12 mayo 2025. En línea.

Instituto de Acceso a la Información Pública. IAIP. 2020. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Memoria de Labores 2020 - 2021. Sitio Web. Consultado: 12 mayo 2025. En línea.

Instituto de Acceso a la Información Pública. IAIP. 2024. Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Memoria de Labores 2023- 2024. Sitio Web. En Línea. Consultado: 12 mayo 2025.

Moore D. M. 1983. Venipuncture sites in armadillos (*Dasypus novemcinctus*). *Laboratory animal science*, 33(4), 384–385 p.

Muñoz, C. Lopez, O. Arechiga, N. Rodas, A. Trillanes, C. Rendon, E. Ruiz, R. Villanueva, C. Valle, C. Arellano, O. 2017. Colecta y conservación de muestras de fauna silvestre en condiciones de campo. 25 p.

Oliveira, C. A., Gomes, M. L., Nunes, A. L. V., & Silva, L. M. R. 2013. Parasitism and its influence on hematological parameters in wild and captive neotropical felids. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22(3), 352–357

Park, H.; Cho, J.; Lee, B.; Park, H.; Han, J.; Yang, M.; Im, W.; Park, D.; Kim, W.; Han, S.; & Kim, Y. 2016. Reference values of clinical pathology parameters in cynomolgus monkeys (*Macaca fascicularis*) used in preclinical studies. *Laboratory Animal Research*, 32(2), 79–86.

Peralta Jordan, J. 2025. Descripción de parámetros hematológicos de la chucha orejinegra (*Didelphis marsupialis*) en los centros de atención y valoración de fauna silvestre en Colombia [Tesis]. Repositorio Institucional Universidad Cooperativa de Colombia.

Samour, J. Hart, M. 2021. *Hawkey's Atlas of Wild and Exotic Animal Haematology*. Taylor & Francis Group.

Samples, O. Echols, M. 2022. *Laboratory Manual for Clinical Veterinary Technology*. TETON NEWMEDIA.

Sirois, M. 2020. *Laboratory procedures for veterinary technicians*. (Seventh edition). Elsevier.

Solarte, M. Loaiza, J. Eraso, M. Usuga-Monroy, M. Llano, H. Pizarro, A. Stasiukynas, D. Zapata, J. 2024. Clinical and diagnostic evaluation of a wild ocelot (*Leopardus pardalis*) specimen. *Open Veterinary Journal*. 31;14(8):1866–1876 p.

Valenciano, A. C., Cowell, R. L., Rizzi, T. E., & Tyler, R. D. 2016. Atlas de frotis de sangre periférica en perros y gatos (1.<sup>a</sup> ed.). Multimédica Ediciones Veterinarias.

Wolf, R. White, G. 2012. Clinical Techniques used for Nonhuman Primates. *Nonhuman Primates in Biomedical Research (Second Edition)*. 323 p.

Zamora-Ledesma, S., Hernández-Camacho, N., Olvera-Ramírez, A. M., & Guerrero-Carrillo, M. J. 2016. Blood profile and seroprevalence analysis of *Leptospira interrogans* in gray fox (*Urocyon cinereoargenteus*) and coyote (*Canis latrans*) in two suburban areas in Querétaro, Mexico. *Acta Zoológica Mexicana*, 32(3), 279–285 p.