



**Casa abierta al tiempo**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA  
UNIDAD XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS DE Y DE LA SALUD  
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL  
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.

REPORTE DE ACTIVIDADES CORRESPONDIENTES A LA PRESTACIÓN DE  
SERVICIO SOCIAL

Alan R/

Prestador de servicio social:  
Alan Rodrigo Rojas Covarrubias  
Matriculá: 2172035088

Asesor interno  
Dra. Luz Elena Alcaraz Sosa  
No. Económico 41940

Asesor externo  
M en MVZ. Mariela Teresa Díaz Negrete  
Cédula profesional 7774384

Laboratorio de Patología de la Dirección General de Zoológicos y Conservación de  
la Fauna Silvestre

Fecha de Inicio: 13/12/22

Fecha de Conclusión: 19/06/23

## **Introducción**

Durante las últimas décadas, los zoológicos de la Ciudad de México han transformado profundamente su misión, visión y objetivos institucionales. Si bien representaban sitios recreativos donde los visitantes podían apreciar a especies de fauna silvestre de México y el mundo, actualmente son considerados como importantes centros de conservación de la biodiversidad. Los zoológicos de Chapultepec, San Juan de Aragón y Los Coyotes pertenecientes a la Dirección General de Zoológicos y Conservación de la Fauna Silvestre, al igual que varios otros zoológicos modernos en el mundo, tienen objetivos precisos relacionados con la educación ambiental, la conservación de especies en peligro de extinción y la generación de conocimiento científico.

Los zoológicos de Chapultepec, San Juan de Aragón y Los Coyotes desarrollan un papel fundamental en la recuperación y conservación de especies de fauna silvestre. Actualmente, un gran número de especies se consideran raras, amenazadas o en peligro de extinción. La información obtenida mediante el estudio de estas especies en cautiverio facilita su manejo y reproducción, lo que promueve la recuperación de estas especies por medio del manejo genético y demográfico de sus poblaciones, brindando a su vez la oportunidad a sus visitantes de conocer y admirar en estos espacios públicos la riqueza natural de la fauna silvestre de la Ciudad de México, de la República mexicana y del mundo (SEDEMA, 2012).

## **Justificación**

La patología se considera el enlace entre las ciencias básicas y las ciencias clínicas, cuyo propósito es la interpretación de las lesiones básicas, manifestaciones clínicas y los mecanismos patogénicos asociados a las enfermedades, para que estos puedan ser luego aplicados para la resolución de un caso clínico, lo que a su vez le otorga cierto grado de complejidad para su práctica dentro y fuera del laboratorio; y exige una gran preparación y conocimiento de múltiples áreas y ramas de la medicina para emitir un diagnóstico. Trabajar con muestras de fauna silvestre representa un desafío aun mayor debido al gran número de especies animales con las que puede llegar a tratarse, cada una con características particulares.

El laboratorio clínico y anatomopatológico es un elemento fundamental en el diagnóstico, pues los resultados obtenidos norman conductas en la prevención, tratamiento, pronóstico, y rehabilitación de los ejemplares. Es por ello que el apoyo en las actividades dentro del laboratorio clínico y anatomopatológico permite complementar la experiencia adquirida durante la travesía por el plan de estudios de Medicina Veterinaria y Zootecnia, pues incita a desarrollar habilidades médicas

y técnicas que contribuyen a la determinación de un diagnóstico, así como la resolución de problemas vigentes sobre salud animal y salud pública.

## **Compromiso social**

La patología veterinaria es la rama de la medicina veterinaria encargada del estudio de las enfermedades, mediante el análisis de los cambios estructurales bioquímicos y funcionales que se presentan antes y durante a la enfermedad en células, tejidos y órganos. La patología utiliza herramientas diagnósticas y morfológicas para explicar la etiología, fisiopatología y manifestaciones clínicas que presentan los pacientes, al tiempo que propone bases racionales para el tratamiento y profilaxis. Suele considerarse como el enlace entre las ciencias básicas y las ciencias clínicas (Laverde, 2018).

La patología tiene diversas ramas, de las que destacan la Anatomía Patológica, en la cual el médico se dedica al diagnóstico basado en la observación morfológica de lesiones macro y microscópicas, principalmente a través de la microscopía, utilizando diversos tipos de tinciones; y la patología clínica, que es la rama que se encarga que se enfoca en el diagnóstico de enfermedades a través del análisis de los fluidos corporales, derivando de esta diferentes subramas como la hematología, toxicología, inmunología, ente otras; cuya aplicación está directamente dirigida a la verificación del estado de salud y a la solución de casos clínicos de diferentes especies animales (Wittwer, 2021).

La importancia de la existencia de los programas de patología en zoológicos radica en la investigación y documentación de las enfermedades emergentes y reemergentes, de tendencias de enfermedad por especies, y de estudios retrospectivos y prospectivos sobre las enfermedades que afectan a la conservación *ex situ* e *in situ* de las especies bajo cuidado profesional, a fin de crear herramientas que permitan emitir un diagnóstico acertado de las enfermedades y realizar monitoreos constantes que permitan conocer del estado de salud de los ejemplares mediante pruebas de laboratorio con fines preventivos, dando pie a la creación e implementación de programas de conservación y reproducción de estas especies (Juan-Sallés, s.f).

## **Objetivo general**

- Realizar actividades que contribuyan con la Dirección General de Zoológicos y Conservación de la Fauna Silvestre a cumplir con los objetivos de los Zoológicos (Conservación, Educación e Investigación) que promuevan el bienestar y salud de los ejemplares de fauna silvestre bajo cuidado profesional pertenecientes a la colección de los tres zoológicos de la Ciudad de México mediante el apoyo en la realización de pruebas de laboratorio y estudios post mortem en el laboratorio de Patología de la DGZCFS.

## **Objetivos específicos**

- Realizar la recepción de las diferentes muestras para diagnóstico de patología clínica y en el llenado de las bitácoras de registro
- Contribuir en la realización de hemogramas, coproparasitoscópicos y uroanálisis, así como apoyar en las diferentes actividades dentro del laboratorio de histopatología
- Apoyar en la recepción de los ejemplares para estudio post mortem de los diferentes zoológicos que integran la DGZCFS; además de participar en la realización de la necropsia correspondiente
- Participar en la interpretación de los resultados obtenidos de los diferentes estudios de laboratorio, con la finalidad de realizar la integración del informe de resultados

## **Contenido**

A continuación, se describen las diferentes actividades realizadas correspondientes a la prestación de servicio social en el Laboratorio de Patología de la DGZCFS durante el periodo comprendido del 13 diciembre del 2022 al 19 de junio del 2023.

### **1. Recepción de muestras**

Al momento de la llegada de los diferentes tipos de muestras clínicas y previo a su procesamiento, se identificaron y rotularon correctamente con un número de caso asignado en función de la fecha en las que fueron recibidas y el último número de muestra registrada hasta el momento dentro de la bitácora general de manera consecutiva, además de registrar los datos proporcionados por el personal médico como el sexo del ejemplar, identificación (sexo, nombre, microchip, anillo, etc.) y tipo de estudio a realizar. Posteriormente, se registran en una bitácora específica

para cada tipo de estudio: hemograma, química sanguínea, parasitología o microbiología; en donde se registran los resultados obtenidos por el procesamiento de dichas muestras.

## **2. Realización de análisis clínicos**

Se recibieron los diferentes tipos de muestras clínicas referidas por el personal médico a cargo del cuidado de los diferentes ejemplares pertenecientes a la colección de los tres zoológicos de la CDMX, las cuales fueron recibidas, registradas y procesadas en el laboratorio de Patología de la DGZCFS. Se empleó el procesamiento manual anteriormente descrito para cada uno de los tipos de muestras.

### **2.1. Hemograma**

El hemograma es una prueba de laboratorio que se realiza a partir de la sangre entera y el plasma de un ser vivo con el fin de obtener información sobre el número, composición y proporciones de los elementos figurados de la sangre, y que incluye, además de eritrocitos, otras formas celulares sanguíneas como los componentes leucocitarios y plaquetarios, además de determinaciones bioquímicas como la cuantificación de los sólidos totales (Carmo *et al.*, 2020). Por su parte, un gran número de anormalidades hematológicas, entre las cuales se encuentran las anemias, eritrocitosis, alteraciones de la fórmula leucocitaria como leucocitosis, presencia de hemoparásitos, procesos inmunomediados y alteraciones patológicas en la morfología eritrocitaria y leucocitaria, se detectan mediante el hemograma completo y transforman a este método en una excelente herramienta diagnóstica (Meder *et al.*, 2012), además de ser utilizado frecuentemente como un método de monitoreo general en el cuidado y diagnóstico de los animales de fauna silvestre bajo cuidado profesional.

Debido a las diferencias morfológicas, tanto eritrocitarias como leucocitarias específicas de las diferentes especies que integran la colección de la DGZCFS, no es práctico el uso de equipos automatizados para el procesamiento de las muestras para hemograma (Monopoli *et al.*, 2022), por lo que su procesamiento es manual; lo que incluye la determinación de hematocrito y sólidos totales, conteo total de eritrocitos y leucocitos y conteo diferencial de leucocitos. (Ávila *et al.*, 2019)

Para las determinaciones eritrocitarias y leucocitarias se trabajó con sangre entera con anticoagulante (Anexo 1). El anticoagulante para este propósito en el caso de mamíferos es ácido etilendiaminotetraacético (EDTA), ya que previene la

agregación plaquetaria y mantiene las condiciones morfológicas de los eritrocitos de manera inalterable para una correcta evaluación citológica (Buntsma *et al.*, 2022). En el caso de aves y reptiles, se trabajó con sangre completa, usando la heparina de sodio como anticoagulante de elección, debido a que el uso de EDTA puede causar hemólisis en algunas especies de reptiles (Raidal, 2020), debido a la fragilidad osmótica de las células hemáticas en relación con la de los mamíferos (Yap & Zhang, 2021). En ambos casos se realizó un frotis sanguíneo para la evaluación visual de la celularidad sanguínea, para lo cual se empleó la técnica del portaobjetos o portaobjetos en “cuña” (Anexo 2) siguiendo los siguientes pasos:

1. Llenar un tubo capilar con sangre completa previamente homogenizada hasta  $\frac{3}{4}$  partes de su capacidad.
2. Colocar una gota de sangre sobre un extremo del portaobjetos con ayuda del tubo capilar.
3. Posicionar un segundo portaobjetos sobre el primero delante de la gota de sangre en un ángulo de  $30^\circ$  a  $45^\circ$ . Posteriormente deslizar hacia atrás para que, por capilaridad, la sangre cubra la superficie de contacto entre ambos portaobjetos.
4. Deslizar el portaobjetos extensor hacia adelante en un movimiento firme y rápido, para posteriormente fijar al aire mediante movimientos rápidos de la laminilla. Con esto se obtiene un frotis en forma de “cuña” o “bala”. El frotis obtenido debe ser uniforme, debe tener borde de pluma con una apariencia de tornasol o arcoíris que representa la monocapa (Carr, 2010).
5. Verificar que la sangre restante dentro del capilar sea la adecuada, para posteriormente sellarse con calor para su centrifugado y separación en volumen eritrocitario, capa leuco-plaquetaria y plasma.
6. Verificar la existencia de artefactos como lipemia, hemólisis o ictericia con base en la coloración y apariencia del plasma.
7. Examinar el capilar en microscopio enfocando la zona de “unión” entre la capa leuco-plaquetaria y el plasma para determinar la presencia de filarias o hemoparásitos.
8. Determinar el valor de hematocrito de acuerdo con el volumen eritrocitario y proteínas totales en plasma mediante la estimación con un lector de micro hematocrito y un refractómetro respectivamente (Anexo 6).
9. Rotular y teñir adecuadamente la laminilla con el frotis sanguíneo.
10. Montar con resina.

Se utilizó la tinción de hemocolorante rápido (Anexo 7), que es una tinción tipo Romanowsky, y consta de un fijador (metanol), una solución I que consiste en eosina bufferada y una solución II de tiazina bufferada (Lincoln *et al.*, 2023).

Las técnicas básicas de hematología, tanto en recuentos como en morfología, se aplican del mismo modo en los reptiles que en mamíferos, aunque existen algunas modificaciones destacables, como lo son la presencia en eritrocitos nucleados en cuando a lo que morfología se refiere, o a la cantidad de cuadrantes y/o superficie contabilizada en el hemocitómetro (Anexo 5) para la determinación de un resultado (Ifevet, 2020). En ambos casos los recuentos se realizaron haciendo uso de pipetas de Thoma. Para el caso de mamíferos se trabajó con la solución de Hayem para la dilución de eritrocitos, y solución de Turk (a base de ácido acético glacial y violeta de genciana) para el conteo de leucocitos, usando pipetas con dilución 1:200 para conteo de eritrocitos (perla roja) y 1:20 (perla blanca) para conteo de leucocitos, respectivamente. Las pipetas se llenaron de sangre hasta la marca de 0.5, y el resto con la solución correspondiente (Anexo 3). Para el caso de ambos recuentos tanto eritrocitarios como leucocitarios en el caso de aves, reptiles y anfibios, se utilizó la solución de Natt & Herrick, usando la pipeta de dilución 1:200 (Monopoli *et al.*, 2022), igualmente llenando la pipeta con sangre hasta la marca de 0.5 y el resto con la solución. Posterior al llenado de las pipetas, estas se homogenizaron con ayuda de un agitador para pipetas marca PS2A (Anexo 4), para finalmente montar en un hemocitómetro y realizar sus conteos correspondientes mediante el uso de un microscopio óptico binocular marca Axiostar plus.

La cámara de Neubauer o hemocitómetro es un dispositivo de precisión hecho de vidrio óptico especial que posee dos superficies reticuladas (retículos) para el conteo de las células y dos columnas laterales que poseen una altura de 0,1 mm por encima del retículo. El retículo de Neubauer posee una cuadrícula de 3 mm x 3 mm, subdividida en 9 cuadrantes de 1 mm x 1 mm respectivamente (Marienfeld, 2018). En el caso de conteos en mamíferos, se contabilizaron solo los 4 cuadrantes laterales de L1, L2, L3 y L4 para el conteo de los leucocitos, mientras que para el conteo de eritrocitos se empleó y el cuadrante central (H total), que a su vez se subdivide en varios pequeños subcuadrantes (con un total de 25 H), de los cuales se contabilizaron H1, H2, H3, H4 y H5. Cada una de esas áreas reticuladas posee dimensiones específicas con capacidad de volúmenes específicos, los cuales se tomaron en cuenta en conjunto con el factor de dilución de su respectiva pipeta (20 y 200) y el número de eritrocitos o leucocitos contados, para la posterior aplicación de la fórmula correspondiente y obtención de los resultados. En los conteos eritrocitarios de aves y reptiles se utilizó la misma técnica previamente descrita, mientras que para el conteo leucocitario se tomaron como referencia los márgenes de la cuadrícula, contabilizando todos los leucocitos localizados dentro del retículo, igualmente tomando en cuenta la dilución de la pipeta, el volumen específico y los leucocitos contados para la obtención del resultado (Rejitha & Shiji, 2023).

Finalmente, se registraron los conteos totales tanto de eritrocitos como de leucocitos en la bitácora correspondiente.

Posterior a la realización de los conteos absolutos de eritrocitos como de leucocitos, se realizó el conteo diferencial de leucocitos en frotis, identificando la monocapa dentro del cuerpo del extendido sanguíneo a 40x y haciendo un conteo a 100 leucocitos para estimar el porcentaje de los diferentes tipos de leucocitos en circulación, como neutrófilos (heterófilos en aves, reptiles y algunos mamíferos), linfocitos, monocitos, eosinófilos y basófilos, además de evaluar la morfología de estos y determinar la existencia de alteraciones que denotaran algún proceso patológico o evidencia de un proceso inflamatorio (Arancibia, 2023), obteniendo así un conteo diferencial de leucocitos en porcentaje, valores con los cuales se estimó el valor absoluto tomando en cuenta el conteo total de leucocitos obtenido mediante el conteo en cámara de Neubauer mediante una regla de 3 como lo indican Mesa y López (2021). Adicionalmente, dentro de la misma estructura de la monocapa, se observó la morfología eritrocitaria, reportando el hallazgo de alteraciones en la morfología en una escala de cruces según la cantidad de eritrocitos anormales visualizados por campo a 100x (Berrios & Gallo, 2023). De igual forma, se realizó un conteo de plaquetas (mamíferos) o trombocitos (aves y reptiles), contando el total de plaquetas visualizadas en 10 campos a 100x, obteniendo el promedio de esos conteos y multiplicando por 20 el valor obtenido (Conde, 2023). Finalmente, se registraron los resultados obtenidos en la bitácora correspondiente para su interpretación con base en los valores de referencia encontrados en la literatura según la especie correspondiente.

## **2.2. Uroanálisis**

El uroanálisis o examen general de orina (EGO), es uno de los estudios de laboratorio clínico más frecuentes para ayudar a diagnosticar, por medio de una muestra de orina, un gran número de afecciones, ya que, a través de él, es posible obtener datos y valores trascendentes sobre padecimientos renales, hepáticos, del sistema urinario y alteraciones metabólicas, entre otros (Mansilla *et al.*, 2024).

La muestra de orina puede ser obtenida mediante cuatro métodos: micción espontánea, cateterización uretral, cistocentesis y recolección directa del suelo, siendo esta la menos recomendada debido a la falta de asepsia y alta posibilidad de contaminación, pero que, al trabajar con fauna silvestre bajo cuidado profesional, la dificultad de realizar un manejo directo del ejemplar en ocasiones hace imposible recolectarla de otra forma; por lo que se tomó en cuenta el método de recolección referido por el personal médico al momento de la llegada de la muestra debido a

que este puede influenciar muchos de los parámetros del estudio (Oyarce, 2022; Beristain, 2011).

Se procesaron las muestras de orina referidas al laboratorio de Patología de la DGZCFS siguiendo el siguiente procedimiento:

1. Separar aproximadamente de 2 a 4ml de orina en un tubo de ensaye previamente rotulado con el número de caso de la muestra.
2. Evaluar visualmente el color de la orina, además de determinar el grado de turbidez de la muestra tomando como referencia la capacidad para visualizar texto a través de ella y clasificándola en una escala de 1 a 3 cruces dependiendo de la dificultad para hacerlo (Gallo, 2020).
3. Evaluar las propiedades físicas (densidad urinaria), colocando una gota de orina en un refractómetro correctamente calibrado, el cual mediante el principio del índice de refracción de la luz nos permite determinar la gravedad específica (densidad) de la orina (Mösch *et al.*, 2020).
4. Determinar las propiedades bioquímicas (pH, proteínas, bilirrubina, cetonas, presencia de sangre, etc.) mediante el uso de tiras reactivas (Anexo 8), sumergiendo completamente la tira dentro de la muestra de forma que todas las almohadillas tengan contacto con la orina y mediante la coloración obtenida, realizar la lectura de los resultados con base en la guía de colores señalada por el fabricante (Yañez, 2023)
5. Centrifugar la muestra de orina mediante el uso de una centrifuga clínica a 1500 rpm durante 5 minutos.
6. Desechar el sobrenadante (aproximadamente el 90% del total de la muestra dentro del tubo en ensaye) para concentrar la celularidad y esta pueda ser visualizada más fácilmente.
7. Homogenizar la muestra restante dentro del tubo de ensaye para resuspender el sedimento.
8. Tomar una gota de sedimento urinario con una pipeta pasteur, colocarla sobre un portaobjetos y cubrir con un cubreobjetos de 24x24 mm (Anexo 9).
9. Observar el sedimento en el microscopio a 40x.

Una vez montado el sedimento en un portaobjetos, se observó el sedimento con el microscopio óptico a 40x, distinguiendo las diferentes estructuras celulares observables (células escamosas, transicionales, renales, eritrocitos, leucocitos, espermatozoides, etc.), así como elementos ocasionales como lípidos, cristales, cilindros, material granular, material contaminante o microorganismos como bacterias, parásitos o levaduras, las cuales pueden ser más o menos frecuentes según el método de colección empleado para la obtención de la muestra o alguna patología en curso en el ejemplar (Oyarce, 2022; Chela, 2024). Se cuantificó y

reportó la cantidad de elementos observados según la normativa actual vigente para laboratorios clínicos (Departamento y Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia, 2024) que norma la manera de reportar los hallazgos observados, expresando los recuentos como promedio por unidad de volumen o células por campo. En el caso de utilizar células por campo, estos deben ser al menos la media de la observación de 10 campos, es decir, elementos celulares son reportados usando el mínimo de estructuras visualizadas en 10 campos contra el máximo visualizadas igualmente en 10 campos; ejemplo: 0-5 (o abundantes si es imposible cuantificar las estructuras), mientras que los elementos varios son reportados según la cantidad y frecuencia de su visualización por campo, usando términos como ocasionales y escasos seguido de una escala de cruces si la cantidad observada es mayor (Fontana & Pintos, s.f).

Finalmente, se registraron los hallazgos observados en conjunto con los resultados obtenidos del examen físico y químico para su interpretación con base en la literatura para cada especie

### **2.3. Coproparasitoscópico**

El examen coproparasitoscópico es un estudio realizado a partir de materia fecal recolectada para la búsqueda e identificación de formas parasitarias gastrointestinales (Galaz, 2020). Se trata de un estudio calendarizado y realizado de forma periódica, pues cada ejemplar perteneciente a la DGZFCS es muestreado por lo menos dos veces al año para el monitoreo de la presencia de parasitosis, y de esta manera el personal médico pueda proceder con los tratamientos y procedimientos correspondientes. Los muestreos preferentemente deben recolectarse directamente del recto del animal para evitar la contaminación con nemátodos u otras formas parasitarias de vida libre que dificulten el diagnóstico (Meléndez *et al*, 2024). Debido a la complejidad de estos manejos en ejemplares de fauna silvestre bajo cuidado profesional, el muestreo suele realizarse recolectando las heces directamente del suelo de las casas de noche o exhibidores de los ejemplares, tomando pequeñas porciones en casos donde el ejemplar conviva de manera individual o pequeñas porciones de distintos puntos en caso de ejemplares que convivan de forma colectiva con otros ejemplares u otras especies, procurando que el muestreo sea lo más homogéneo y objetivo posible (Sánchez, 2022). Debido a la naturaleza de las formas parasitarias, es posible que una sola muestra no evidencie apropiadamente la presencia de estas; es por ello que el examen coproparasitoscópico se realiza a partir de tres muestras seriadas recolectadas diariamente de la forma más homogénea y aséptica posible por un periodo de tres días diferentes y consecutivos (Lapi, s.f).

Existen diferentes técnicas para evidenciar la presencia e identificación de parásitos gastrointestinales, sin embargo, en el laboratorio de Patología de la DGZCFS se utilizan de manera estandarizada las técnicas de análisis directo y prueba de flotación, la cual tiene como fundamento el uso de soluciones con pesos específicos mayores que el agua (1.200 –1.300) en donde las estructuras parasitarias flotan (Mera y Sierra, 2020). Se pueden observar ooquistes y quistes de protozoarios, huevos de helmintos y huevos de algunos artrópodos (López & Mejía, 2024). Las soluciones utilizadas en esta técnica dentro del laboratorio pueden ser: solución saturada de cloruro de sodio (NaCl) o solución de sulfato de zinc (ZnSO<sub>4</sub>).

Al momento de la llegada de las muestras, estas se identificaron dentro de la bitácora general, verificando la presentación de la muestra. Posteriormente se procedió a agrupar y ordenar por especie y alfabéticamente para su procesamiento, asignando a cada muestra un número individual, el cual coincidirá con el número de tubo de ensayo usado para su procesamiento; esto con el propósito de evitar confusiones entre muestras. Una vez ordenadas, se inició el procesamiento de las muestras siguiendo los siguientes pasos:

3. Hidratar las muestras con una pequeña cantidad de agua corriente que permita ablandar la consistencia de las heces y facilitar su disgregado (Anexo 10).
4. Filtrar la muestra con ayuda de gasas y recipientes de plástico, posteriormente, vaciar este filtrado dentro del tubo de ensayo correspondiente a esa muestra.
5. Aforar el tubo de ensayo con la muestra filtrada hasta  $\frac{3}{4}$  partes de su capacidad con solución de NaCl o ZnSO<sub>4</sub> para evitar derrames durante el centrifugado.
6. Centrifugar las muestras mediante el uso de una centrifuga clínica a 1500 rpm durante 10 minutos.
7. Retirar los tubos de la centrifuga y aforar con solución de NaCl o ZnSO<sub>4</sub> hasta su máxima capacidad, permitiendo la formación de una “cúpula” de líquido en el extremo superior del tubo, mismo donde se colocará un cubreobjetos permitiendo que los elementos más ligeros floten durante 15 min y queden adheridos al cubreobjetos (Anexo 11).
8. Retirar el cubreobjetos de los tubos y montar sobre un portaobjetos con una pequeña gota de Lugol para contrastar. El Lugol tiene afinidad para combinarse con las estructuras que contienen glucógeno. Contrasta las formas quísticas y se recomienda emplearlo en preparaciones húmedas o examen en fresco de heces para evidenciar mejor las estructuras parasitarias (Carrasco *et al.*, 2023).

Una vez finalizado el procedimiento del examen coproparasitológico, se observó al microscopio cada muestra procesada a 10x o 40x, realizando un barrido completo de la muestra en busca de estructuras parasitarias, clasificando como positivo o negativo a la presencia de estas y de ser positivas, realizar la identificación del parásito y clasificar la severidad de la infestación como leve, moderada o abundante con base en el número de estructuras observadas por campo (Uribe & Silva, 2021).

Adicionalmente se realizaron exámenes coproparasitológicos por método directo, el cual consiste en la observación directa de la muestra de heces al microscopio, esto a partir de muestras con consistencia pastosa, líquida o con presencia de moco fecal o sangre (Hurtado, 2022), tomando una mínima cantidad con ayuda de una espátula y disgregándola dentro de un recipiente de plástico con ayuda de unas gotas de agua de ser necesario. Posteriormente, se montaron 2 gotas de esta preparación, montando una sola de ellas con una gota de Lugol, complementando este examen con una citología fecal, la cual permitió evidenciar la presencia de eritrocitos u otros hallazgos que sugieren de la causa de la consistencia anormal de la muestra.

Como pruebas complementarias a otros estudios, se realizaron exámenes coproparasitológicos de contenido intestinal recolectado de ejemplares para estudio post mortem que manifiesten lesiones en tracto gastrointestinal o alteraciones en el contenido intestinal que sugieran la presencia de parásitos entéricos. En dichos casos, se procesaron las muestras por las técnicas de flotación y método directo descritas anteriormente.

### **3. Participación en estudios post mortem**

La necropsia es un procedimiento técnico y científico de disección anatómica sistémica, que permite integrar diagnósticos morfológicos e investigar las causas de la muerte, a través del conocimiento de los órganos que conforman un animal, determinando lesiones macroscópicas. Los objetivos de la necropsia, además de la identificación de hallazgos y el establecimiento de un diagnóstico morfológico que sugiera la causa de muerte, es el valorar los resultados del tratamiento médico, que permitan confirmar o rechazar diagnósticos presuntivos, además de brindar información al clínico, para la toma de las medidas sanitarias preventivas o de salud pública (Benavides *et al.*, 2021). El cadáver debe ser remitido lo más pronto posible con el fin de evitar cambios autolíticos o descomposición post-mortem que dificulten el diagnóstico (Martínez, 2012).

Previo al inicio del estudio, se registró la necropsia a realizar en la bitácora correspondiente, donde se identificó cada necropsia con el nombre común del

ejemplar, fecha de defunción, fecha de necropsia, zoológico de procedencia y hora de inicio del estudio. Una vez registrado en la bitácora, se procedió a realizar un examen externo de los cadáveres, donde se evaluaron elementos como coloración de las mucosas, evidencia de lesiones externas, traumatismos, presencia de ectoparásitos, etc. Adicionalmente, se determinaron los parámetros morfométricos del ejemplar, tales como la longitud total del cuerpo, longitud, profundidad y amplitud de la cabeza (Petroff *et al.*, 2022), envergadura de las alas en el caso de las aves, y medidas del caparazón y plastrón en el caso de quelonios (Suárez, 2022); esto con el objetivo de ser incluidas en el reporte correspondiente.

El procedimiento se inició colocando el cuerpo en posición decúbito dorsal, demarcando una línea desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica, y se procedió a realizar a iniciar la incisión primaria. En el caso de los machos se rodeó el pene, prepucio y testículos por el mismo lado para retraerlos caudalmente, mientras que, con las hembras o especies sin un dimorfismo sexual evidente, se continuó la incisión por la línea media. Posteriormente se procedió a separar la piel del tejido subcutáneo y se cortaron los músculos pectorales que fijan los miembros anteriores, mientras que los miembros posteriores se desarticulaban a nivel coxofemoral. Se revisó el tejido subcutáneo, el tejido muscular y linfonodos explorables en búsqueda de lesiones, además de estimar con una escala de 1-9 la condición corporal del ejemplar (Díaz, 2022).

La incisión secundaria se inició con una incisión paralela al cuerpo de la mandíbula, en su parte medial sobre los músculos que se encuentran en el espacio intermandibular, de craneal a caudal desde la sínfisis mandibular hasta la base de la lengua, para permitir su extracción. Una vez expuesta la lengua, se traccionó caudalmente mientras se cortaban los tejidos orofaríngeos, incluyendo el músculo esternotiroideo de la tráquea, tratando de evitar el mayor daño del tejido; finalmente se realizó un corte del hueso hioides. Una vez cortado, se siguió con el corte hasta la parte caudal, llegando a la entrada del tórax, donde se elevan los músculos exponiendo la tráquea y el esófago hasta llegar a la unión costo condral. Posteriormente se realizó la incisión de la cavidad abdominal a través de la línea alba en sentido craneal a caudal verificando la existencia de posibles fluidos en cavidad (de haberlos se realizó la toma de muestra del contenido para microbiología y patología clínica), continuado el corte hasta la sínfisis púbica. Finalmente, se realizaron cortes longitudinales en sentido caudal a craneal paralelo al esternón sobre la unión costo condral con ayuda de una cuchilla afilada o costotomo, con el objetivo de retirar el esternón de la pared costal derecha e izquierda y facilitar así la evaluación de los órganos torácicos (Díaz, 2022). Una vez expuestas ambas cavidades, se realizó una inspección de los órganos y sistemas *in situ*, verificando la existencia de lesiones, exudados o hallazgos destacados, además de la

determinación del sexo del ejemplar en casos donde no haya sido evidente de manera externa.

El abordaje para necropsia en aves se realizó de manera similar al abordaje en mamíferos. Se posicionó el cuerpo decúbito dorsal y se abordó por línea media, incidiendo desde el área intermandibular hasta la zona pélvica, separando la piel del tejido subcutáneo, exponiendo la musculatura cervical, la tráquea, el esófago, ingluvis (de presentarlo), los músculos pectorales y el esternón. Se evaluó igualmente la condición corporal con base en la prominencia de los músculos pectorales como criterio principal, y se verificó la presencia de lesiones. Posteriormente, se expuso la cavidad celómica por medio de una incisión a través de la musculatura pectoral a nivel del borde ventral del esternón, hacia los extremos laterales, esta incisión se continuó cráneo-dorsalmente por las uniones costocondrales, exponiendo la región torácica y los sacos aéreos, realizando la inspección correspondiente. Se removió la placa esternal cortando las costillas y se observaron los órganos de las cavidades tóraco-abdominales *in situ*, en búsqueda de lesiones, fluidos exudados o fibrina dentro de las cavidades, anomalías anatómicas y determinación del sexo del ejemplar (Valladares, 2014; Martínez, 2012).

En el caso de reptiles, existe una diversidad de características anatómicas en cada especie. Para desarrollar el procedimiento de técnicas de disección y examen interno, se determinan ciertas diferencias en cada una de las principales especies como son lagartos y cocodrilos, serpientes y tortugas (Martínez, 2012). Para el abordaje e inspección de órganos internos de tortugas, estas se colocaron en decúbito dorsal. El plastrón se removió cortando con un cuchillo o bisturí la piel por los bordes del plastrón y las adherencias al caparazón a ambos lados con una segueta, se cortaron las adherencias de los músculos pectorales y pélvicos al plastrón, dejándolos adheridos al cuerpo. Una vez retirado el plastrón, la piel del área gular de la mandíbula inferior se incidió medialmente y por los bordes de las ramas mandibulares, y se expuso la lengua, la glotis y la tráquea. Para exponer la cavidad celómica, se cortaron las extremidades anteriores y posteriores, desarticulándolas y cortando los músculos asociados. Se inspeccionaron los órganos *in situ*, buscando la presencia de fluidos, exudados o fibrina dentro de las cavidades, anomalías anatómicas y determinación del sexo del ejemplar. Para el resto de los reptiles la técnica es similar a las descritas anteriormente, pues se posicionó el animal decúbito dorsal y se realizó una incisión con bisturí o con tijera por la línea media ventral, desde el espacio intermandibular hasta la cloaca. La piel se separa hacia los lados dejando expuestos los músculos y el tejido subcutáneo y se expone la cavidad celómica con el corte de los músculos y el tejido subcutáneo, dejando expuesta la totalidad de la cavidad, estimando la condición corporal en

estas especies con base en la cantidad de cuerpos grasos en una escala de 1-9 (Cifuentes, 2022).

Una vez expuestas las cavidades, tanto en mamíferos como en aves y reptiles, se evisceraron los cadáveres, realizando una revisión minuciosa *ex situ* de órganos y tejidos por sistema, realizando cortes a lo largo del parénquima de órganos como hígado, riñones, bazo y pulmones, además de realizar una inspección interna de órganos huecos como el tracto gastrointestinal en búsqueda de lesiones o hallazgos sugerentes de la causa de muerte del ejemplar. Una vez finalizado cada estudio, se recolectaron muestras representativas de órganos y tejidos dentro de frascos de vidrio correctamente rotulados con los datos del ejemplar (nombre común, fecha de defunción y zoológico de procedencia), para su fijación en formol y su posterior procesamiento y estudio histopatológico.

Se participó en la realización de 128 necropsias de diversos ejemplares (Quelonios, Lagomorfos, Cérvidos, Aves, etc.) pertenecientes a la colección de la DGZCFS, con el propósito de determinar la causa de muerte, así como mantener un monitoreo sanitario del posible estado de sus congéneres y/o ejemplares que convivan en ese mismo espacio; además de realizar estudios post mortem de la fauna externa perteneciente al bosque con el mismo propósito; esto debido a la cercanía y posibilidad de contacto con los ejemplares de la colección con estos animales.

#### **4. Apoyo en el laboratorio de histotecnología**

Se apoyó en las diferentes actividades que se realizan dentro del laboratorio de histopatología, correspondientes al procesamiento histotecnológico de las muestras. La histotecnología es la disciplina que se encarga de las secuencias de manipulaciones técnicas que debe sufrir una muestra biológica, para obtener un preparado histológico, que será analizado con microscopios ópticos o electrónicos particulares. Dicho preparado debe ser representativo del órgano o tejido en estudio, ya que durante su observación deberá permitir llegar a un diagnóstico sobre el estado morfofuncional y/o patológico del mismo. Los pasos que debe seguir una muestra para su procesamiento histopatológico abarcan desde la obtención de las muestras, fijación, procesamiento e inclusión, hasta tinciones histoquímicas (Meléndez *et al*, 2024).

Se trabajó a partir de las muestras recolectadas de las necropsias realizadas a los ejemplares fallecidos de la colección de la DGZCFS con un tiempo mínimo de fijación en formol de 24 horas para asegurar una correcta fijación de los tejidos (Valdez, 2023). Una vez transcurrido este tiempo, se sustrajeron los tejidos del frasco, separando el formol de los tejidos con ayuda de un colador, pinzas de

disección y un recipiente, identificando a que órgano pertenece cada muestra y agrupándolas por sistemas (cardio-respiratorio, digestivo, génito-urinario, nervioso, etc.). Posteriormente se seleccionaron las zonas más significativas de las lesiones halladas y tejidos recolectados y se realizó un corte en pequeñas porciones de 3 -5 mm de grosor (Anexo 14), abarcando tanto tejido afectado como tejido sano que permita diferenciar e identificar la lesión presentada (Santos *et al.*, 2021), para posteriormente introducirlo dentro de una cápsula de plástico para su inclusión. Previo al cierre de la cápsula, se contabilizó el número de muestras incluidas junto con el número de cápsulas utilizadas y se registró esta información en la bitácora de histopatología. Posteriormente, se identificó con un letrero cuidadosamente rotulado a lápiz con los datos del ejemplar, como nombre común, fecha de defunción y zoológico de procedencia para finalmente su inclusión en histokinette, donde se deshidrata la muestra mediante la inmersión en alcoholes de graduación creciente, y un posterior aclaramiento, donde se sustituye el alcohol por una sustancia miscible con la parafina, como lo es el xilol, para finalmente proceder con la infiltración en parafina (Pereira *et al.*, 2022).

Posterior a la infiltración con parafina, se confeccionaron bloques de parafina para la conservación y corte de las muestras (Anexo 12). Para su confección se utilizó un molde previamente rellenado con parafina líquida, donde se colocó cuidadosamente el tejido de estudio en la orientación adecuada y con la superficie de corte hacia abajo, promoviendo un corte más limpio por parte de la navaja del microtomo. Se identificó el bloque de parafina con el mismo letrero que fue incluido dentro de la cápsula sobre la cara frontal del bloque, de manera que pueda ser legible el rótulo y permita identificar cada bloque con los datos del ejemplar. Finalmente, se permitió solidificar la parafina a temperatura ambiente, para posteriormente extraer los bloques del molde y poder proceder al corte con el microtomo.

Se apoyó también en la preparación y realización de diversas tinciones para estudios histopatológicos como la tinción Hematoxilina & Eosina (Anexo 13), tinción de PASS-SCHIFF (Periodic Acid-Schiff), azul de toluidina, tricrómica de Masson, tinción de Gram para tejidos histológicos, y tinción de Ziehl- Neelsen, así como el posterior montaje de estas laminillas ya teñidas con resina para su conservación y mejor observación al microscopio. Adicionalmente, se apoyó a la tinción de diversos tipos de citología, como citologías fecales, improntas obtenidas de tejidos de ejemplares para estudios post mortem y citologías de líquidos corporales con la tinción de hemocolorante rápido o Diff Quick. Finalmente, se contribuyó a la identificación, rotulado, etiquetado, orden y almacenamiento de las laminillas correspondientes a estudios histopatológicos, frotis sanguíneos, citologías y

bloques de parafina, separándolos por tipo de estudio, zoológico del que procede el ejemplar y año en que se realizó el estudio.

## 5. Participación en la interpretación de los resultados obtenidos de los diferentes estudios de laboratorio

Posterior a la obtención de los resultados de cada tipo de estudio, se realizó una mesa de debate, aportando ideas y herramientas con base en la literatura y artículos científicos para llegar a la correcta interpretación y diagnóstico según el estudio realizado y la historia clínica del ejemplar referida por el personal médico; esto con el propósito de reforzar el conocimiento y retroalimentar la interpretación de resultados.

## Resultados

### 1. Exámenes clínicos realizados

#### 1.1. Hematología

Tabla 1: Muestras procesadas en hematología

**Total de muestras procesadas** 155

Ejemplares destacados	
Especie	Nombre científico
Lobo mexicano	<i>Canis lupus baileyi</i>
Cóndor californiano	<i>Gymnogyps californianus</i>
León africano	<i>Panthera leo</i>
Coyote	<i>Canis latrans</i>
Aguililla rojinegra	<i>Parabuteo unicinctus</i>

Búho cornudo	<i>Bubo virginianus</i>
Canguro rojo	<i>Macropus rufus</i>
Elefante africano	<i>Loxodonta africana</i>
Tortuga de orejas rojas	<i>Trachemys scripta</i>
Cebra de grant	<i>Equus quagga</i>
Jirafa	<i>Giraffa camelopardalis</i>
Axolote de xochimilco	<i>Ambystoma mexicanum</i>

## 1.2. Uroanálisis

Tabla 2: Muestras de orina procesadas

**Total de muestras procesadas** 8

<b>Ejemplares destacados</b>	
<b>Especie</b>	<b>Nombre científico</b>
Lobo de crin	<i>Chrysocyon brachyurus</i>
Lémur de cola anillada	<i>Lemur catta</i>

### 1.3. Coproparasitoscópico

Tabla 3: Muestras de heces procesadas

**Total de muestras procesadas** 854

Ejemplares destacados	
Espece	Nombre científico
Mono rhesus	<i>Macaca mulatta</i>
León africano	<i>Panthera leo</i>
Dromedario	<i>Camelus dromedarius</i>
Tigre de Bengala	<i>Panthera tigris tigris</i>
Bisonte americano	<i>Bison bison</i>

### 2. Estudios post mortem

Tabla 4: Estudios post mortem realizados

**Total de necropsias realizadas** 128

Ejemplares destacados	
Espece	Nombre científico
Ajolote de xochimilco	<i>Ambystoma mexicanum</i>
Teporingo	<i>Romerolagus diazi</i>

Tlacuache norteño	<i>Didelphis virginiana</i>
Pelícano	<i>Pelecanus</i>
Antílope acuático	<i>Kobus ellipsiprymnus</i>
Canguro rojo	<i>Macropus rufus</i>
Jaguar	<i>Panthera onca</i>
Venado de cola blanca	<i>Odocoileus virginianus</i>
Jirafa	<i>Giraffa camelopardalis</i>
Tortuga de orejas rojas	<i>Trachemys scripta</i>

### 3. Histotecnología

Tabla 5: Tinciones realizadas

<b>Total de cortes procesados</b>	156
<b>Total de laminillas teñidas</b>	656
<b>Tinción</b>	<b>Número de laminillas</b>
Tinción hematoxilina-eosina (H&E)	623
Tinción de PASS-SCHIFF	10
Tinción de gramm (histología)	6
Tinción azul de toluidina	5

Tinción tricrómica de Masson	3
Tinción de Ziehls- Neelsen	9

## Referencias

1. Arancibia, C. (2023). Descripción y registro visual de la morfología de células sanguíneas de Águilas Mora (*Geranoaetus melanoleucus*) en proceso de rehabilitación. DOI: 10.58011/yd6k-ha90
2. Ávila, J. Ruiz, G. Torrez, C. Fernández, M. (2019) Intervalos de referencia hematológicos y química sanguínea. Interpretación clínica hallazgos de laboratorio. *Animales en semicautiverio*. La Senda Verde. <http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/24802>
3. Benavides, C *et al.*, (2021). Necropsia en caninos--1ª ed.-- San Juan de Pasto Editorial Universidad de Nariño, 230pp.
4. Beristain, D. Zaragoza, C. Ruiz, P. Duque, F. y Barrera, R. (2021). Claves en la interpretación de los resultados obtenidos mediante la tira reactiva de orina en perros y gatos. *Argos Portal Veterinaria*; 114: 54-58.
5. Berrios, K. & Gallo Lamping, C. (2023). Alteraciones de la línea Eritrocitaria en muestras de caninos (*canis lupus familiaris*) remitidas al centro de estudios, diagnóstico e investigación veterinaria (CEDIVE) en el periodo de junio 2023. <http://repositorio.ucc.edu.ni/id/eprint/1367>
6. Buntsma, N. Gąsecka, A. Roos, Y. Van Leeuwen, T. Van der Pol, E. & Nieuwland, R. (2022). EDTA stabilizes the concentration of platelet-derived extracellular vesicles during blood collection and handling. *Platelets*, 33(5), 764-771. DOI: 10.1080/09537104.2021.1991569
7. Carmo, B. Soares, J. Júnior, W. Franco, A. Prado, L. Oliveira, P & de Souza Ramos, D. (2020). Hemograma completo: ferramenta de diagnóstico na medicina veterinária. *Brazilian Journal of Development*, 6(7), 49989-49994. DOI: 10.34117/bjdv6n7-594
8. Carrasco, F. Cruz, S. Yanina, C. Vergara, M. A. & Sánchez, M. (2023). Comparison of coproparasitological techniques for the diagnosis of intestinal helminths in Lambayeca children. *Gaceta Médica Boliviana*, 46(1), 72-76. DOI: 10.47993/gmb.v46i1.636.
9. Chela, R. (2024). *Determinación de enfermedades del tracto urinario en gatos* (Bachelor's thesis, Guaranda. Universidad Estatal de Bolívar. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente.

- Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia).  
<https://dspace.ueb.edu.ec/handle/123456789/7167>
10. Conde, R. (2023). Evaluación de 3 métodos indirectos para el recuento estimado de plaquetas en frotis de sangre periférica Lima-Perú, 2022. <https://hdl.handle.net/20.500.13053/9185>
  11. Departamento y Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia. (2024). Recomendaciones para el análisis del sedimento urinario, Instituto de Salud Pública de Chile. <https://www.ispch.gob.cl/wp-content/uploads/2022/10/RECOMENDACIONES-PARA-EL-ANALISIS-DE-ORINA-Y-DEL-SEDIMENTO-URINARIO.pdf>
  12. Díaz, B. D. (2022). Técnica de necropsia en grandes animales. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal*, 30(Supl. 2), 13-20. DOI:10.53588/alpa.300602
  13. Galaz, E. M. G. (2020). Prevalencia y potencial zoonótico de *Giardia intestinalis* en perros del centro de México. <http://ring.uaq.mx/handle/123456789/1861>
  14. Gallo (2020) LCA. Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario. <https://repositorio.una.edu.ni/id/eprint/2745>
  15. Ifevet (2020). Hemograma En Aves Y Reptiles. Instituto de formación en especialidades veterinarias. <https://aux.streaming.ifevet.com/hemograma-en-aves-y-reptiles/>
  16. Juan-Sallés, C. (s.f.). Noah's path. Patólogo especializado en fauna exótica, salvaje y de zoos: <https://noahspath.com/index.php/servicio/listar/2/Zoos.html>
  17. Lapi (S.f). Laboratorio medico: Coproparasitoscópico 3 Muestras. <https://lapi.com.mx/shop/copro3-coproparasitoscopico-3-muestras-4843#attr=22346>
  18. Laverde, L. (2018). Posgrado en medicina veterinaria. Universidad de la Salle Bogotá. <https://medvetsite.com/patologia-veterinaria-como-postgrado/>
  19. Lincoln, J. da Cunha Barreto-Vianna, R. de Mello, M., Dos Santos, A. da Fonte Ramos, C. Fontoura, P. (2023). Comparison of diff-quick and spermac staining methods for sperm morphology evaluation. *Journal of Reproduction & Infertility*, 24(3), 166. DOI: 10.18502/jri.v24i3.13272
  20. López, K. & Mejía, L. (2024). Diagnóstico de nematodo intestinal *Toxocara canis* y cestodo *Dipylidium caninum*, mediante análisis coproparasitoscópico en caninos de los Ceibos 2, Calceta, Manabí (Bachelor's thesis, Calceta: ESPAM MFL). <https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/39963>
  21. Mansilla, P. Miguel, M. Giménez, M. Cazaux, N. Viqueira, L. Gómez, M. & Meder, A. (2024). Fortalezas y debilidades del uroanálisis como

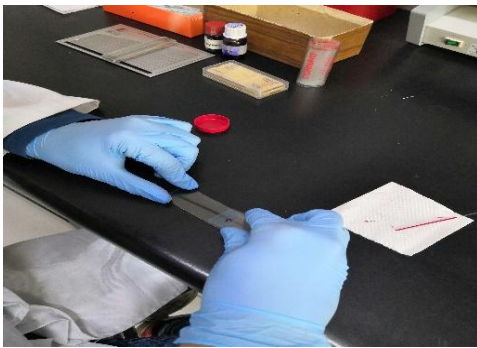
- herramienta para detectar la enfermedad renal en caninos domésticos.  
<https://cerac.unlpam.edu.ar/index.php/Vetec/article/view/8573>
22. Marienfeld. (2018). Cámara de Neubauer. Laboratory Glassware.  
<https://www.marienfeld-superior.com/camaras-de-recuento-3314.html>
  23. Martínez, L. (2012). Técnica de necropsia en aves. Departamento de Educación y Extensión, 33pp.
  24. Martínez, L. (2012). Técnica de necropsia en reptiles. Departamento de Educación y Extensión, 21pp.
  25. Meder, A. Adagio, L. Lattanzi, L (2012). El Hemograma en animales pequeños, Santa Rosa, La Pampa.  
<https://repo.unlpam.edu.ar/handle/unlpam/64>
  26. Meléndez, A. Huashuayo, E. & Mendoza, A. (2024). Consideraciones técnicas para reducir errores en el procesamiento de muestras en el área de histotecnología. *Facultad de Medicina*, 215224-215224.  
<https://hdl.handle.net/20.500.12866/16206>
  27. Mera y Sierra, R. (2020). Técnica de flotación simple.  
<http://repositorio.umaza.edu.ar/handle/00261/2110>
  28. Monopoli, M. Guzman, D. Kass, P. & Kol, A. (2022). Hematologic Reference Intervals and Comparison of Natt-Herrick Technique and Smear-Based Leukocyte Estimation in Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 36(3), 250-261. DOI: 10.1647/21-00039
  29. Mösch, M. Reese, S. Weber, K. Hartmann, K. & Dorsch, R. (2020). Influence of preanalytic and analytic variables in canine and feline urine specific gravity measurement by refractometer. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 32(1), 36-43. DOI: 10.1177/1040638719896785
  30. Oyarce, M. (2022). Evaluación de los componentes hematológicos y de orina en caninos (*Canis lupus familiaris*) mestizos geriátricos-Distrito de Cajamarca. <http://hdl.handle.net/20.500.14074/5354>
  31. Pereira, J. Souza, K. Manoel, P. Pizarro, N. Souza, C. Santos, O. & Santos, A. (2022). Obtenção de lâminas histológicas para estudo científico. <http://localhost:8080/handle/prefix/5196>
  32. Petroff, M. Rigonatto, T. Gomez, M. Acuña, M. & Citon, L. (2022). Necropsia en un individuo adulto de mono carayá (*Alouatta caraya*) de la localidad de Mburucuyá Corrientes.  
<https://repositorio.unne.edu.ar/handle/123456789/55220>
  33. Raidal, S. (2020). Laboratory diagnostics for birds. *Exotic animal laboratory diagnosis*, 429-436. DOI:10.1002/9781119108610.ch23
  34. Rejitha, J., Shiji, S. (2023). 7. Haematological evaluation of avian sample. *Advanced training in poultry production with special emphasis to recent techniques in antimicrobial resistance and food safety*, Directorate

- of Entrepreneurship, Kerala Veterinary and Animal Sciences University, Pookode, Wayanad, Kerala, India 673576, 53pp.
35. Sánchez, M. (2022). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en pequeños rumiantes. <http://repositorio.ugto.mx/handle/20.500.12059/7403>
  36. Santos, K. Aguiar, F. Antonio, E. Silva, F. Silva, K. Marinho, K. & Lima, D. (2021). Manual de técnica histológica de rutina e de colorações. Secretaria del Medio Ambiente. <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/40530>
  37. SEDEMA. (2012). Los zoológicos de la ciudad de México. <https://martha.org.mx/una-politica-con-causa/wp-content/uploads/2013/09/07-Zoologico-de-la-Ciudad-de-Mexico.pdf>
  38. Suárez, B. (2022). Parámetros morfológicos y fisiológicos de aves passeriformes y mortalidad de la fauna silvestre ingresada en el CAV (Centro de Atención y Valoración) de la CVS. <https://repositorio.unicordoba.edu.co/handle/ucordoba/6532>
  39. Uribe, E. & Silva, S. (2021). Presencia de endoparásitos y ectoparásitos con potencial zoonótico en palomas (*Columba livia*) de la plaza de Bolívar de la ciudad de Bogotá, Colombia. <http://repositorio.uan.edu.co/handle/123456789/2383>
  40. Valdez, M. (2023). Evaluación de los procesos de fijación y transparentación sobre la morfometría de *Metynniss argenteus*; (*Teleostei: Characidae*) (Doctoral dissertation, Universidad Nacional Autónoma de México). <https://repositorio.unam.mx/contenidos/3630273>
  41. Wittwer, F. (2021). Manual de patología clínica veterinaria. Ediciones Universidad Austral de Chile, 26pp.
  42. Yañez, D. (2023). Evaluación de tiras reactivas de urianálisis de uso humano en medicina veterinaria en la clínica veterinaria de la Universidad Estatal de Bolívar. <https://dspace.ucacue.edu.ec/handle/ucacue/16018>
  43. Yap, K & Zhang, Y. (2021). Revisiting the question of nucleated versus enucleated erythrocytes in birds and mammals. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 321(4), R547-R557. DOI: 10.1152/ajpregu.00276.2020

## Anexos



Anexo 1: Muestras sanguíneas para procesamiento de hemograma. (Rojas, 2023).



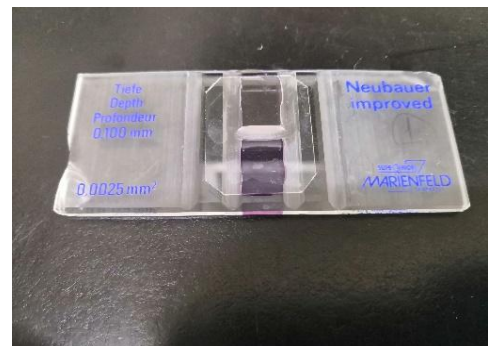
Anexo 2: Elaboración del frotis sanguíneo (Rojas, 2023).



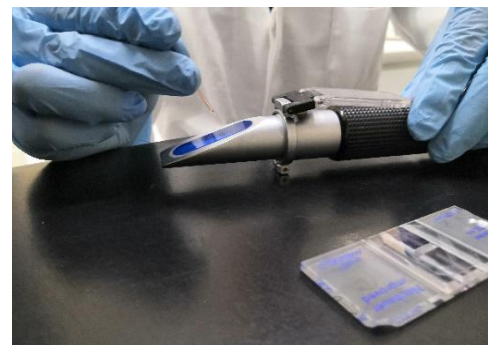
Anexo 3: Llenado de pipetas de thoma para conteo de glóbulos blancos y rojos (Rojas, 2023).



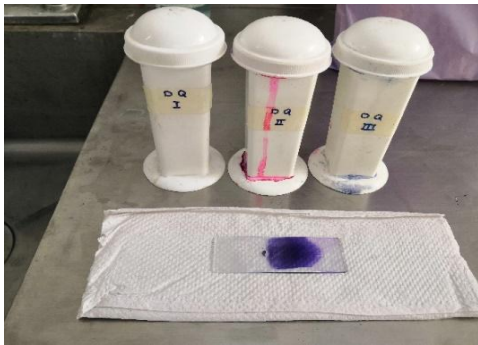
Anexo 4: Agitado de pipetas. (Rojas, 2023).



Anexo 5: Montado de cámara de Neubauer para conteo de eritrocitos y leucocitos (Rojas, 2023).



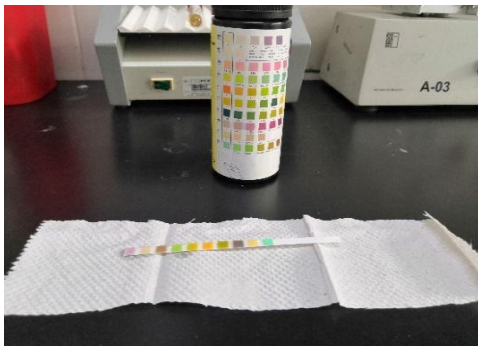
Anexo 6: Determinación de sólidos totales en plasma. (Rojas, 2023).



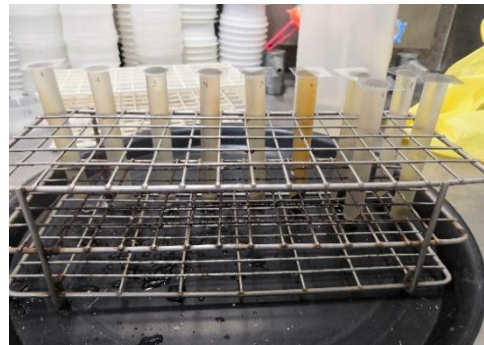
Anexo 7: Tinción de frotis sanguíneo y citologías con tinción Diff Quick. (Rojas, 2023).



Anexo 10: Hidratación, disgregado y filtrado de la muestra para examen coproparasitoscópico. (Rojas, 2023).



Anexo 8: Uso de tiras reactivas para realización de examen fisicoquímico de orina (Rojas, 2023).



Anexo 11: Obtención de formas parasitarias por técnica de flotación (Rojas, 2023).



Anexo 9: Montaje de sedimento urinario para análisis microscópico (Rojas, 2023).



Anexo 12: Elaboración de bloques de parafina para conservación y corte de los tejidos (Rojas, 2023).



Anexo 13: Tren de tinción H&E (Rojas, 2023).



Anexo 14: Corte de biopsias y órganos para infiltración con parafina (Rojas, 2023)