



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

**IDENTIFICACION DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN
ANIMALES SILVESTRES EN EL CENTRO DE RESCATE DE LA
PROVINCIA DE EL ORO**

**GUZMAN PUCHA SAMANTHA CECIBEL
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

**IDENTIFICACION DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN
ANIMALES SILVESTRES EN EL CENTRO DE RESCATE DE LA
PROVINCIA DE EL ORO**

**GUZMAN PUCHA SAMANTHA CECIBEL
MEDICA VETERINARIA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

TRABAJOS EXPERIMENTALES

**IDENTIFICACION DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES
EN ANIMALES SILVESTRES EN EL CENTRO DE RESCATE DE
LA PROVINCIA DE EL ORO**

**GUZMAN PUCHA SAMANTHA CECIBEL
MEDICA VETERINARIA**

ZAPATA SAAVEDRA MATILDE LORENA

**MACHALA
2024**



tesis samantha

3%
Textos sospechosos



< 1% Similitudes

0% similitudes entre comillas
0% entre las fuentes mencionadas

3% Idiomas no reconocidos

Nombre del documento: tesis samantha.docx
ID del documento: 5761dcd51a542e8942e6f2f8d42b29cc680c62f6
Tamaño del documento original: 272,41 kB
Autores: []

Depositante: MATILDE LORENA ZAPATA SAAVEDRA
Fecha de depósito: 21/1/2025
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 21/1/2025

Número de palabras: 3618
Número de caracteres: 24.661

Ubicación de las similitudes en el documento:



Fuentes con similitudes fortuitas

N°	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	Documento de otro usuario #f58d01 El documento proviene de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (12 palabras)
2	Documento de otro usuario #3ebc63 El documento proviene de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)

CLÁUSULA DE CESIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL

La que suscribe, GUZMAN PUCHA SAMANTHA CECIBEL, en calidad de autora del siguiente trabajo escrito titulado IDENTIFICACION DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN ANIMALES SILVESTRES EN EL CENTRO DE RESCATE DE LA PROVINCIA DE EL ORO, otorga a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tiene potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

La autora declara que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

La autora como garante de la autoría de la obra y en relación a la misma, declara que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asume la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



GUZMAN PUCHA SAMANTHA CECIBEL

0705552321

DEDICATORIA

A mis padres, Lucia y Luciano, cuya guía, amor incondicional y sacrificios han sido el faro que me ha conducido hasta este momento. Gracias por enseñarme que los sueños se alcanzan con esfuerzo y determinación.

A mis amigos y familiares, por su compañía y ayuda en todo momento y las risas que hicieron el camino más llevadero.

Y, por último, pero no menos importante a Luis, mi mejor amigo, que, con tu apoyo constante, amor, paciencia infinita y fe en mí, me has recordado que las metas más altas siempre valen la pena y que si alguien más pudo hacerlo no hay barrera para mí.

Este logro no es solo mío, sino de todos ustedes, que con su amor, paciencia y comprensión estuvieron a mi lado en cada paso de este camino.

AGRADECIMIENTOS

Con el corazón lleno de gratitud, quiero dedicar estas palabras a quienes han sido parte de este viaje tan significativo.

A mi tutora y docente a lo largo de la carrera, la Dra. Lorena Zapata mi más profundo agradecimiento por su infinita paciencia, bondad y dedicación. Sus palabras sabias, su capacidad para escuchar y su apoyo constante fueron un faro en los momentos de duda. Gracias por guiarme con una calidez que no solo iluminó mi camino académico, sino también mi vida. Es un privilegio haber contado con alguien tan admirable como usted.

Al sr. Bolívar Aguirre y a mis compañeros del semillero DIPAT, muchas gracias por su ayuda y apoyo en este proceso de elaboración de la tesis y Titulación, les agradezco infinitamente.

A mis maestros y mentores, quienes me inspiraron a explorar el mundo de la ciencia con pasión y curiosidad, en especial al Dr. Robert Sánchez, la Dra. Esmeralda Pimbosa y la Dra. Lorena Chalco.

A mis padres, abuelos, tíos y primos, que con su amor incondicional y su fe en mí me enseñaron que los sueños se logran con esfuerzo y constancia. Sus abrazos, consejos y sacrificios son la base de todo lo que soy y aspiro a ser.

A mis amigos, entre ellos a Sueanny, Selena, Ariana y Andrés, gracias por ser esa red de apoyo que siempre supo cuando ofrecerme palabras de aliento o simplemente hacerme reír en los momentos más difíciles.

Con todo mi cariño y gratitud.

CONTENIDO

DEDICATORIA	1
AGRADECIMIENTOS	2
RESUMEN	5
ABSTRACT	6
I. INTRODUCCION	7
1.1 Objetivo General	9
1.1.1 Objetivos específicos	9
1.2 Generalidades de la Parasitología	10
<i>1.2.1 Clasificación de los parásitos gastrointestinales</i>	10
<i>1.2.2 Parásitos que causan más afecciones en animales silvestres</i>	12
<i>1.2.3 Análisis coprológicos</i>	14
<i>1.2.4 Importancia zoonótica de las parasitosis en animales en cautiverio</i>	18
1.3 Centros de rescate animal	18
<i>1.3.1 Número de muestras</i>	19
<i>1.3.2 Recolección de muestras en Centro de rescate</i>	19
II. MATERIALES Y METODOS	21
2.1 Materiales	21
2.2 Población	21
2.3 Métodos	21
<i>Ubicación geográfica</i>	22
2.4 Variables	22
2.5 Recolección de muestras	22
<i>2.5.1 Pruebas diagnósticas</i>	22
<i>2.5.2 Coprológico Directo</i>	23
<i>2.5.3 Coprológico con Técnica de Flotación (Faust)</i>	23
<i>2.5.4 Coprológico con Técnica de Sedimentación (Ritchie)</i>	24
<i>2.5.5 Medición de huevos de parásito</i>	24
III. RESULTADOS y DISCUSION	25
IV. CONCLUSIONES	29
BIBLIOGRAFÍA	31
ANEXOS	34

INDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. "Principio, ventajas y limitaciones de las técnicas de recuento de huevos fecales más utilizadas"	16
Ilustración 2. Ubicación del centro de rescate.....	22
Ilustración 3. Distribución porcentual de animales muestreados en el Centro de Rescate Animal Amazonas	25
Ilustración 4. Porcentaje de eficacia de las técnicas diagnósticas utilizadas en mamíferos, reptiles y aves.....	28

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Cantidad de animales muestreados en el Centro de Rescate Animal Amazonas.....	25
Tabla 2. Frecuencia de parásitos identificados en aves del centro.....	26
Tabla 3. Frecuencia de parásitos identificados en reptiles del centro	27
Tabla 4. Frecuencia de parásitos identificados en mamíferos del centro.....	27
Tabla 5. Resultados de detección de parásitos por técnica diagnóstica	28

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo identificar la presencia de parásitos gastrointestinales en animales silvestres albergados en el centro de rescate de la provincia de El Oro, Ecuador. Se analizaron 113 muestras fecales de aves (52,2 %), mamíferos (35,4 %) y reptiles (12,4 %) mediante tres técnicas coproparasitológicas: flotación (Faust), sedimentación (Ritchie) y examen directo. Se determina una alta prevalencia parasitaria en todas las especies evaluadas, con aves presentando la mayor frecuencia de infecciones (93%), seguidas de mamíferos (63%) y reptiles (100%). Los parásitos más comunes en aves fueron *Heterakis spp.* (33,9%) y *Ascaridia spp.* (23,7%). En mamíferos, se identifican *Strongyloides spp.*, *Entamoeba spp.* y *Moniliformis moniliformis*, mientras que en reptiles se hallaron *Oxyuris spp.* y *Nyctotheroides spp.* . La técnica de Faust resultó la más eficaz, identificando el 83,1% de los casos positivos, seguida de Ritchie (55,7%) y la técnica directa (14,1%). Los resultados evidencian que los animales rescatados albergan una alta carga parasitaria, lo que puede comprometer su salud y bienestar. Se recomienda implementar estrategias de manejo sanitario en los centros de rescate, incluyendo monitoreo parasitológico rutinario, protocolos de desparasitación y mejores condiciones de bioseguridad. Esto ayudará a prevenir la propagación de infecciones y reducir el riesgo de zoonosis. Este estudio proporciona información relevante para la vigilancia epidemiológica y el desarrollo de planes de control en fauna silvestre en cautiverio.

Palabras clave: Parásitos gastrointestinales, Centros de rescate, Técnicas coproparasitológicas, Zoonosis, Bioseguridad.

ABSTRACT

The present study aimed to identify the presence of gastrointestinal parasites in wild animals housed in rescue centers in the province of El Oro, Ecuador. A total of 113 fecal samples from birds (52.2%), mammals (35.4%), and reptiles (12.4%) were analyzed using three coproparasitological techniques: flotation (Faust), sedimentation (Ritchie), and direct examination. A high prevalence of parasitic infections was observed across all species evaluated, with birds exhibiting the highest infection rate (93%), followed by mammals (63%) and reptiles (100%). The most frequently detected parasites in birds were *Heterakis spp.* (33.9%) and *Ascaridia spp.* (23.7%). In mammals, *Strongyloides spp.*, *Entamoeba spp.*, and *Moniliformis moniliformis* were identified, while in reptiles, *Oxyuris spp.* and *Nyctotheroides spp.* were detected. The Faust technique proved to be the most effective, identifying 83.1% of positive cases, followed by Ritchie (55.7%) and the direct technique (14.1%). The findings indicate that rescued animals harbor a high parasitic burden, which may compromise their health and well-being. It is recommended to implement comprehensive sanitary management strategies in rescue centers, including routine parasitological monitoring, deworming protocols, and enhanced biosecurity measures. These actions will help prevent parasite transmission and reduce the risk of zoonotic diseases. This study provides critical epidemiological insights for disease surveillance and the development of effective parasite control programs in captive wildlife populations.

Key words: Gastrointestinal parasites, Rescue centers, Coproparasitological techniques, Zoonosis, Biosecurity.

I. INTRODUCCION

Los parásitos gastrointestinales se consideran un problema de salud pública, principalmente en países subdesarrollados, estas son infecciones causadas por protozoos, nematodos, trematodos y helmintos y son de las enfermedades que generalmente no son consideradas de relevancia en la producción animal. Según la OMS (1), 1.500 millones de personas en todo el mundo están infectadas con parásitos que se transmiten por contacto con el suelo, lo que la convierte en la infección más común en el mundo. En América del norte y del Sur, las geohelmintiasis están muy extendidas en toda la región y se estima que un tercio de la población está infectada. Se calcula que 46 millones de niños de entre 1 y 14 años corren el riesgo de contraer estos parásitos (2). Según los informes del Ministerio de Salud Pública de Ecuador, las enfermedades parasitarias intestinales se sitúan en el segundo puesto como motivo de atención médica ambulatoria, afectando al 84,6% de la población infantil. Estas enfermedades están entre las diez principales razones de consulta pediátrica en los centros de salud.

Por lo tanto, al mantener animales salvajes en cautiverio sin las medidas de bioseguridad y control sanitario tal como las desparasitaciones continuas, incrementará la cantidad de parasitosis y habrá zoonosis. Sin embargo, la conservación de ciertas especies de animales en zoológicos puede resultar beneficiosa para su supervivencia, especialmente aquellas en riesgo de extinción o víctimas de abusos a causa del tráfico ilegal de animales silvestres. Además, estos lugares pueden contribuir a la investigación científica, la educación ambiental y el entendimiento del comportamiento biológico de las especies. No obstante, cuando los animales son mantenidos en cautiverio en condiciones de manejo y entorno inadecuados o poco saludables, pueden verse afectados por diversos patógenos, particularmente parásitos, que pueden ocasionarles daños e incluso la muerte (3).

De acuerdo a la investigación de varios estudios se ha determinado que existe el riesgo latente de que las parasitosis encontradas en los centros se conviertan en zoonosis, que es lo que buscamos evitar ya que los parásitos pueden desarrollarse en la tierra y diseminarse rápidamente en el área encontrada, por lo que los centros de rescate se convertirían en un foco de infección incluso para aquellos visitantes del lugar.

Debido a que estos lugares suelen autosolventarse económicamente y la mayoría no cuentan con los recursos económicos suficientes pueden correr el riesgo de no tener el dinero suficiente para contratar a un médico veterinario que evalúe sus animales y determine parasitosis en los mismos, lo que puede ocasionar infestaciones masivas en los animales y por tanto ocasionar graves problemas en ellos mismos y sus cuidadores.

La importancia de este estudio es conocer y analizar sobre los factores que influyen sobre las infecciones parasitarias, mismas que producen problemas patológicos importantes, especialmente si se toma en cuenta que cada día existe mayor contacto entre los animales y el ser humano. Los animales silvestres rescatados suelen llegar a los centros en condiciones de salud comprometidas. La presencia de parásitos gastrointestinales puede agravar su estado de salud, causando desnutrición, anemia, y debilitamiento general. La identificación precisa de estos parásitos permitirá implementar tratamientos específicos y efectivos, mejorando significativamente la salud y el bienestar de los animales. La identificación de parásitos gastrointestinales en animales silvestres de centros de rescate en la provincia de El Oro es fundamental debido a la alta incidencia de estas infecciones en áreas en desarrollo y su repercusión en la salud pública y animal. En Ecuador, las infecciones parasitarias intestinales son la segunda causa más común de consultas médicas, afectando significativamente a la población infantil. Los centros de rescate, aunque esenciales para la conservación de especies amenazadas, pueden ser focos de infecciones parasitarias si no se mantienen adecuadas medidas sanitarias.

Este estudio permitirá identificar y clasificar los parásitos presentes en estos animales y comprender los factores que influyen en su prevalencia. Esto es crucial para desarrollar estrategias de manejo y control que mejoren la salud de los animales rescatados, reduzcan el riesgo de zoonosis y apoyen la conservación de especies. Los resultados proporcionarán datos científicos esenciales para mejorar las prácticas sanitarias en centros de rescate, beneficiando así tanto a los animales como a la salud pública.

1.1 Objetivo General

Identificar los parásitos gastrointestinales en animales silvestres alojados en el centro de rescate de la provincia de El Oro mediante tres técnicas de diagnóstico.

1.1.1 Objetivos específicos

1. Identificar los parásitos gastrointestinales encontrados en las muestras fecales recolectadas en los centros de rescate animal.
2. Determinar la prevalencia de los tipos de parásitos gastrointestinales en diversas especies de animales silvestres rescatados en la provincia de El Oro utilizando tres técnicas de diagnóstico.
3. Evaluar la eficacia de las tres técnicas de diagnóstico para la identificación de parásitos gastrointestinales en muestras fecales de animales silvestres en los centros de rescate.

1.2 Generalidades de la Parasitología

La parasitología, como rama de la zoología y parte de la ciencia médica, tiene una rica historia centrada en la identificación, clasificación y estudio de los ciclos de vida de los parásitos y las enfermedades que causan. Los parásitos son organismos que dependen completamente de otros para su supervivencia, necesitando de ellos para obtener alimento y refugio, y estableciendo una relación heteroespecífica. Estos organismos que les brindan sustento y cobijo se llaman hospedadores. Al ingresar al hospedador, los parásitos toman el control y forman una relación estrecha con él. Para adaptarse, los parásitos desarrollan diversas adaptaciones fisiológicas, bioquímicas y nutricionales, y crean mecanismos para evadir las respuestas inmunitarias del hospedador, asegurando así su permanencia hasta la muerte del hospedador sin enfrentar resistencia (4).

Los parásitos son una amenaza significativa para millones de personas y animales en todo el mundo ya sea domésticos como salvajes, mismos que actúan como reservorios, conservadores y hospedadores de transmisión para una gran diversidad de parásitos, causando sufrimiento y grandes pérdidas económicas para los países. Hay una vasta cantidad de organismos parasitarios en el mundo, y se considera que su número y variedad superan a los organismos no parasitarios. Incluso excluyendo a los virus y bacterias, la cantidad de parásitos es superior a la de los organismos de vida libre no parasitarios (5).

1.2.1 Clasificación de los parásitos gastrointestinales

1.2.1.1 Protozoos

Los protozoos como *Toxoplasma gondii* y *Cryptosporidium spp.* son zoonóticos y pueden causar diversas enfermedades en animales y humanos, especialmente en países con alta prevalencia de personas inmunosuprimidas. *Cryptosporidium spp.*, un parásito común que provoca diarrea, contribuye a la morbilidad y mortalidad de infantes e individuos inmunosuprimidos, particularmente en Sudáfrica. Los brotes de criptosporidiosis se asocian con la contaminación del agua por desechos de animales infectados o aguas residuales tratadas inadecuadamente. La infección por el parásito coccidio *Cystoisospora* . ocurre mediante la ingestión de ooquistes esporulados en agua o alimentos contaminados o por la ingestión de huéspedes paraténicos

infectados. La alta prevalencia de infecciones inmunosupresoras en Sudáfrica coloca a la población en alto riesgo de infecciones oportunistas como la toxoplasmosis (6).

1.2.1.2 Nemátodos

Son microorganismos que constan de ciclos de vida directos sin necesidad de huéspedes intermediarios, ocasionan daños en el intestino delgado, afectando principalmente a su revestimiento epitelial y se los consideran parásitos que requieren un costoso gasto energético. Dentro de este grupo encontramos a los anquilostomas mismos que son hematófagos, por lo que se valen de sus capsulas bucales bien desarrolladas para adherirse a las mucosas y cortar trozos de tejido, provocando heridas de a 1 a 2mm que sangran, en parte debido a ciertas proteínas anticoagulantes, propiciando un entorno óptimo para una pérdida crónica de sangre, infecciones bacterianas e inflamación de las mucosas, afectando a la digestión y absorción de nutrientes (7).

1.2.1.3 Céstodos

Los céstodos son gusanos planos hermafroditas que carecen de boca, intestino y cavidad corporal. Su ciclo de vida es indirecto, con el huésped definitivo adquiriendo la forma adulta al ingerir larvas metacestodas en un huésped intermediario, generalmente en una relación depredador-presa. En perros y gatos en América del Norte, las infecciones comunes involucran varias especies, incluidos los tenias ciclofíleos y pseudofilídeos. Estos animales pueden actuar tanto como huéspedes definitivos (albergando tenias adultas en el intestino delgado) como intermediarios (portando formas inmaduras en sus tejidos). Las infecciones por tenias adultas generalmente son toleradas sin signos clínicos graves, pero la eliminación de huevos y proglótidos puede ser estéticamente desagradable y constituir una amenaza económica o de salud pública (8).

Tratamiento: El praziquantel es ampliamente utilizado para tratar infecciones por cestodos y trematodos en diversas especies animales. Actúa aumentando la permeabilidad de las membranas celulares del parásito al calcio, lo que provoca su parálisis y posterior eliminación. Su eficacia ha sido demostrada en múltiples estudios y es considerado el tratamiento de elección para muchas infecciones por cestodos (9).

1.2.1.4 Tremátodos

Los trematodos, parte de la clase *Trematoda* y subclase *Digenea*, son parásitos que infectan a humanos y animales. Estos parásitos hermafroditas presentan compresión dorsoventral, simetría bilateral y poseen ventosas orales y ventrales. Su ciclo de vida complejo involucra reproducción asexual siendo el caracol de agua dulce su primer huésped intermediario, mismo en todas las especies (10) y sexual en hospedadores definitivos, como humanos y otros vertebrados. Las etapas de su desarrollo incluyen óvulo, miracidio, esporoquiste, redia, cercaria, metacercaria enquistada, metacercaria y adulto. Los humanos se infectan al consumir metacercarias presentes en vegetales contaminados, peces y cangrejos crudos, o al tener contacto con cercarias en el agua. Estos parásitos afectan a más de 200 millones de personas en todo el mundo y tienen una amplia distribución y diversidad. Comprender las especies de hospedadores y su distribución es esencial para controlar la trematodiasis, ya que la transmisión está ligada al estado de infección en los hospedadores animales (11).

Tratamiento: Las infecciones o infestaciones por trematodos generalmente se tratan con praziquantel, mientras que las causadas por *F. hepatica* se abordan con triclabendazol. Las tenias intestinales, como *Diphyllobothrium latum*, *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum*, se pueden eliminar con praziquantel o niclosamida. Para la cisticercosis y la equinococosis quística y alveolar, el fármaco recomendado es el albendazol. Las infecciones por *Enterobius vermicularis*, *A. lumbricoides*, *T. trichiura* y otros nematodos intestinales, como anquilostomas y *S. stercoralis*, se tratan con mebendazol o pamoato de pirantel. Los pacientes con síndrome de larva migrans visceral, provocado por *Toxocara spp.* o *Ascaris suum*, o con triquinosis, deben recibir albendazol. (12).

1.2.2 Parásitos que causan más afecciones en animales silvestres

1.2.2.1 Mamíferos:

Los parásitos que mayores daños ocasionan a los mamíferos son los helmintos, los adultos de estos parásitos depositan huevos en el intestino del huésped, los cuales son excretados en las heces. Estos huevos eclosionan en condiciones ambientales óptimas, como sustrato adecuado, temperatura y humedad, y las larvas atraviesan dos mudas antes de volverse infecciosas. La infección puede

ocurrir por ingestión de huevos o penetración de larvas a través de la piel, seguida de migración a través del tejido hasta el intestino delgado del huésped. En ciertas especies, las larvas pueden transmitirse a la descendencia a través de la leche durante la lactancia, o por la ingestión de huéspedes intermedios que contienen tejido infectado por larvas. Los efectos patógenos derivan principalmente de la pérdida de sangre inducida por los gusanos adultos y el daño que estos causan al epitelio intestinal del huésped (13).

1.2.2.2 Aves

Los helmintos son endoparásitos que infectan a diversas especies de aves. Tanto las aves silvestres como exóticas pueden ser parasitadas por huevos de *Ascaridia spp.*, *Heterakis spp.* y *Tricurídeos*, quistes de *Balantidium spp.*, *Blastocystis spp.* y *Entamoeba spp.*, y oocistos de Coccídeos, siendo estos últimos las estructuras parasitarias más comúnmente encontradas, especialmente en el orden *Passeriformes*. Los parasitismos por *Giardia*, *Ascaridia* y *coccídeos* son destacados entre los más frecuentes en aves psitaciformes, teniendo a la diarrea como el signo clínico más común. Las infecciones por estos parásitos pueden causar enfermedades graves, incluso la muerte de aves cautivas, representando un problema para su mantenimiento y conservación. Los huevos y las formas larvarias de estos parásitos suelen ser eliminados en las heces del huésped.

En los animales positivos para *Giardia* se recomendó el tratamiento con metronidazol, administrando 0,65 ml por cada 200 ml de agua, además de proporcionar agua filtrada tanto para beber como para limpiar las frutas. Para las aves con descamación de piel, se sugirió administrar vitamina A y ofrecer una variedad de frutas en la dieta. Para las aves caquéticas es recomendable incrementar el suministro de semillas y frutas variadas. Como mejoras en las técnicas de manejo, se aconseja lavar periódicamente las jaulas con jabón neutro y secarlas al sol, limpiar diariamente los bebederos y comederos con jabón neutro y, si es posible, remojar los recipientes en agua con lejía diluida. Exponer a los animales al sol durante la mañana y al final de la tarde, Y realizar exámenes coproparasitológicos periódicamente (3).

1.2.2.3 Reptiles

En una investigación realizada por Rinaldi y compañía (14) manifiestan que los reptiles en cautiverio, como serpientes y lagartos, pueden albergar diversos parásitos, principalmente aquellos

con ciclos de vida directos. Los protozoos como *Cryptosporidium*, *Eimeria*, *Acroeimeria*, *Choleoimeria*, *Isospora*, y nematodos como *oxiúridos*, *áscaris*, *estróngilos*, *Rhabdias* y *Strongyloides*, son los más frecuentes. Al igual que en otras especies animales, la presencia de parásitos no siempre se manifiesta con signos clínicos o lesiones visibles. Sin embargo, factores como el estrés del cautiverio, el manejo inadecuado y la mala higiene pueden desencadenar enfermedades graves.

Rhaman y otros mencionan que a diferencia de lo que la mayoría de personas piensan, los reptiles también se parasitan, y los agentes parasitarios que comúnmente encontramos en estos animales son los helmintos entre los cuales se destacan los huevos de *Ascarididae* y nematodos *oxyúridos*. Estos pueden albergar parásitos de importancia zoonótica como los *pentastómidos* *Armillifer armillatus* y *Porocephalus spp.* así como los cestodos *Spirometra spp.*, a menudo son víctimas de muerte debido a endo y ectoparásitos que pueden pasar desapercibidos (15).

1.2.3 Análisis coprológicos

La copromicroscopía, desarrollada en 1857, se ha convertido en una herramienta fundamental para el diagnóstico y la investigación de parásitos. Los métodos iniciales, como el frotis fecal simple, carecían de sensibilidad, por lo que se desarrollaron técnicas mejoradas como la dilución simple y la flotación centrífuga directa. Con el tiempo, se han perfeccionado y diversificado estas técnicas, incluyendo métodos como los de Wisconsin, Cornell-Wisconsin, McMaster, FLOTAC®, Mini-FLOTAC® y FECPAK® (16) (17).

Además, se han desarrollado técnicas automatizadas basadas en inteligencia artificial para el conteo de huevos fecales. Estas técnicas varían en rendimiento, con diferencias en sensibilidad, especificidad, precisión y exactitud. Factores técnicos y biológicos también afectan el rendimiento de estas técnicas (18).

No existe una técnica única adecuada para todos los propósitos, y la elección depende del objetivo del estudio y del recuento de huevos esperado en las muestras. Para estudios que evalúan la reaparición de huevos tras tratamientos antihelmínticos, se requiere alta sensibilidad diagnóstica y allí es cuando se usa el FECT . En cambio, para tratamientos selectivos que buscan identificar

animales con recuentos de huevos por encima de un umbral, puede ser suficiente una técnica menos sensible (19).

Para detectar huevos de helmintos y quistes de protozoos en muestras fecales, tanto los métodos de flotación como los de sedimentación son adecuados. La sensibilidad de estos métodos puede variar según el tipo de parásito. El método de flotación utiliza más material fecal (4 g) en comparación con el método de sedimentación (1,55 g), lo que teóricamente lo hace más sensible. Sin embargo, el método de sedimentación puede ser preferible para la detección de larvas más pesadas, como los huevos de trematodos y tenias, compensando así la menor sensibilidad relacionada con el volumen de muestra en algunos taxones de parásitos (21).

Método	Principio	Ventajas	Limitaciones
Frotis directo	La pequeña cantidad de heces frescas mezcladas con solución salina (o yodo) en un portaobjetos de microscopio.	Barato, tiempo de procesamiento rápido	Cualitativo, muy baja precisión, exactitud y sensibilidad.
Cornell-Wisconsin	Basado en la flotación centrífuga de huevos en una solución salina en un tubo, recolección en un cubreobjetos y recuento bajo un microscopio.	Barato, alto límite de detección.	Requiere mucho tiempo, poca precisión y muy baja exactitud.
Maestro Mc	Las heces mezcladas en una solución de flotación se cargan en cámaras de un portaobjetos y se cuentan los huevos flotados.	Barato, tiempo de procesamiento medio.	Baja sensibilidad
FLOTAC®	Basado en la flotación centrífuga de huevos en un aparato especializado y posterior traducción de la capa superior.	Barato, alta sensibilidad, muy alta precisión y exactitud.	Requiere equipo especial (rotores de centrifugación) y requiere mucho tiempo
Mini-FLOTAC®	Una versión modificada de FLOTAC sin paso de centrifugación y volumen de lectura reducido	Alta sensibilidad, precisión y exactitud, tiempo de procesamiento medio.	La detección de algunos parásitos (por ejemplo, trematodos) requiere centrifugación.
FECPAK®	Los huevos flotan en una solución de flotación, se acumulan en una única área de visualización y se toman imágenes.	No requiere habilidades técnicas ya que los huevos se identifican y cuentan de forma remota, imágenes digitalizadas	Baja precisión, exactitud y sensibilidad media, requiere mucho tiempo.
Sistema Parasight®	Se filtra una muestra fecal mezclada con agua para eliminar los residuos, se marcan los huevos con un tinte fluorescente, se toman imágenes y se cuentan utilizando un algoritmo automatizado.	Alta precisión, no requiere habilidades técnicas, conteo rápido y automatizado, imágenes digitalizadas	Costoso, algunos resultados deben confirmarse visualmente, no detecta huevos suprayacentes, no se puede diferenciar con un fondo con muchos desechos

Ilustración 1. "Principio, ventajas y limitaciones de las técnicas de recuento de huevos fecales más utilizadas"

Fuentes: (20)

1.2.3.1 Método de sedimentación

El método de sedimentación es una técnica sencilla y económica que requiere un equipo básico de laboratorio y se utiliza para detectar trematodos (22). Este método implica un tamizado diferencial seguido de un procedimiento de sedimentación. Se pueden procesar muestras de dos gramos de heces, con un límite de detección de un huevo por gramo, lo que permite un diagnóstico preciso incluso en concentraciones bajas de huevos (23).

El método de sedimentación es ideal para la detección de parásitos cuya estructura es demasiado densa o frágil para ser recuperada mediante flotación. Comparado con los frotis fecales directos, ofrece mayor sensibilidad, ya que reduce significativamente la cantidad de residuos presentes en la muestra, lo que facilita la observación microscópica. Este procedimiento es especialmente útil para identificar huevos de trematodos y acantocéfalos, así como amebas, ciliados y quistes de *Giardia* fijados con formalina. En cuanto a las soluciones empleadas, el método de concentración con formalina-éter no es recomendado debido a la volatilidad del éter; en su lugar, se prefiere la técnica de formalina-acetato de etilo, que permite conservar la muestra, inhibir el desarrollo de parásitos y eliminar interferencias como pigmentos y grasas (24).

El uso del FLUKEFINDER® ha demostrado ser prometedor, ya que permite la visibilidad de cada huevo de *F. hepatica* en el sedimento sin necesidad de azul de metileno, que se usa a menudo para mejorar la visibilidad en los protocolos de sedimentación. No obstante, el FLUKEFINDER® solo permite examinar 2 gramos de heces, mientras que la sedimentación estándar puede manejar hasta 10 gramos por procedimiento (25). Para optimizar la detección, se ha implementado una combinación de ambos métodos: se realizan los primeros pasos de la sedimentación estándar con 10 gramos de heces y se tamiza el sedimento resultante a través del dispositivo FLUKEFINDER®.

1.2.3.2 Método de flotación

El método de flotación se basa en las diferencias de densidad para separar los huevos de parásitos de la materia fecal. Inicialmente, las heces se mezclan con agua, lo que permite que los residuos sólidos se depositen en el fondo mientras que las grasas y pigmentos permanecen en la superficie. Posteriormente, se emplea una solución de densidad intermedia que facilita la flotación de los huevos parásitos y la sedimentación de los desechos. Este procedimiento es especialmente útil para

la detección de huevos de cestodos, nematodos y algunos quistes de protozoos (26). En cuanto a los reactivos utilizados, el sulfato de zinc se prefiere sobre la sacarosa, ya que genera menos distorsión en las estructuras parasitarias. A pesar de que la flotación con sulfato de zinc (ZCF) continúa siendo un método de referencia en laboratorios y clínicas veterinarias, su sensibilidad puede ser variable y su correcta ejecución depende de la experiencia del operador (27). Una limitación de esta técnica es la falta de capacidad para recuperar estadios pesados como huevos de trematodos, quistes ciliados grandes y larvas de nematodos (28).

1.2.4 Importancia zoonótica de las parasitosis en animales en cautiverio

Los parásitos gastrointestinales en aves silvestres y cautivas pueden producir efectos subclínicos, pero en aves cautivas pueden ser más patogénicos debido a las condiciones de confinamiento y alta densidad que favorecen su transmisión. A pesar de los cuidados veterinarios y de manejo en zoológicos, las aves cautivas frecuentemente albergan parásitos gastrointestinales. Estos parásitos pueden ser transmitidos desde aves silvestres a las cautivas si están expuestas a elementos parasitarios infectivos presentes en heces o a través de hospedadores intermedios infectados. La comprensión de la transmisión de parásitos en entornos zoológicos es crucial para establecer medidas efectivas de manejo y prevención, protegiendo así la salud de las aves en cautiverio y reduciendo los riesgos zoonóticos asociados. La transmisión de parásitos generalistas de aves silvestres a aves de zoológico cautivas puede ocurrir si los individuos están expuestos a elementos parasitarios infectivos (es decir, huevos, larvas u ooquistes) eliminados en las heces, y/o a través de la ingestión de hospedadores intermedios o de transporte infectados (29).

1.3 Centros de rescate animal

Los centros de rescate de vida silvestre (CRVS) son estructuras multifuncionales cuya función principal es el manejo de la salud y el cuidado médico de animales silvestres en condiciones difíciles. Estas funciones incluyen el rescate físico y médico de animales enfermos, la monitorización del estado de salud de las poblaciones silvestres, estudios sobre la distribución de animales, la formación de estudiantes (veterinarios, biólogos, etc.) y la sensibilización del público sobre cuestiones de salud y conservación de la fauna. La conservación de la biodiversidad es crucial para mantener ecosistemas saludables, lo que repercute en la salud global. En este contexto, los centros de rescate de vida silvestre (CRVS) son vitales para tratar y cuidar animales heridos,

enfermos y abandonados. Las principales causas de ingreso a un CRVS son las actividades humanas, como electrocuciones, colisiones con vehículos o ventanas y disparos. Aunque menos comunes, los ataques de otros animales también son una causa de ingreso. Las aves, debido a sus adaptaciones anatómicas para el vuelo, son más propensas a sufrir fracturas abiertas con exposición ósea (30).

1.3.1 Número de muestras

El número de muestras en un estudio, según lo señalado en el texto de Sánchez et al. (31), consiste en la cantidad de individuos o unidades de análisis seleccionadas dentro de los Módulos de Conservación y Manejo de Especies (MCME) que serán evaluados. Cuyos objetivos principales son identificar problemáticas comunes en estos centros y evaluar la viabilidad del estudio mediante un análisis integral de las condiciones existentes, así como también llevar la documentación de comportamientos específicos como la coprofagia que puede ser indicativa de interacciones entre parásitos y hospedadores. Dicho comportamiento es crucial para evaluar el potencial infectivo y determinar la presencia de parásitos gastrointestinales o sistémicos que puedan afectar a los primates y, por extensión, a su entorno. Estos estudios son fundamentales para comprender la dinámica sanitaria de los animales en cautiverio y diseñar estrategias adecuadas de manejo preventivo y control de posibles enfermedades parasitarias que puedan afectar tanto a los animales como a sus cuidadores o al medio ambiente circundante.

1.3.2 Recolección de muestras en Centro de rescate

Según varios autores, la toma de muestras fecales para estudios parasitológicos debe cumplir con criterios estrictos que garanticen la calidad y representatividad del material recolectado, así como su adecuada conservación y transporte. Lo ideal es recolectar muestras frescas en horas de la mañana, preferiblemente al momento de la deposición fecal, para evitar contaminación con el suelo u otras superficies. En casos donde no sea posible la observación directa, se deben tomar muestras superficiales de heces recientes, asegurando que no tengan contacto con elementos externos (32).

Es recomendable utilizar material estéril, como paletas, frascos tipo Falcon o bolsas plásticas nuevas, aplicando un manejo aséptico durante todo el proceso. Las muestras deben ser rotuladas correctamente con información detallada como fecha, hora de recolección, identificación del

animal y del lugar de muestreo, utilizando códigos alfanuméricos o dispositivos de identificación (microchips) cuando estén disponibles. La cantidad adecuada de muestra oscila entre 2 y 5 gramos y, cuando se requiere mayor precisión, se toman múltiples muestras por animal en días consecutivos (por ejemplo, tres muestras en tres días), lo que mejora la representatividad del estudio (33).

Para su conservación, las muestras deben mantenerse refrigeradas a 4 °C de manera inmediata, utilizando termos o hieleras con refrigerantes para mantener la temperatura durante el transporte. En algunos casos, se adicionan conservantes, como formol al 10 % o soluciones tamponadas (PBS), para preservar su integridad y facilitar su análisis posterior. El tiempo entre la recolección y el procesamiento debe ser inferior a una hora para garantizar resultados confiables. Finalmente, se recomienda contar con registros ordenados mediante hojas de datos, lo que evita confusiones y facilita el seguimiento de las muestras durante su análisis en el laboratorio (31).

II. MATERIALES Y METODOS

2.1 Materiales

- Guantes de examinación
- Mandil
- Cooler
- Cámara para evidencias
- Hojas de registro
- Lapiceros
- Cinta de papel
- Microscopio
- Tubos falcon
- Cedazos metálicos
- Vasos de precipitación
- Porta y cubreobjetos
- Vasos plásticos
- Piseta
- Centrifuga
- Fundas
- Gasa
- Gasolina o éter etílico
- Sulfato de zinc
- Solucion salina (NaCl) al 10%
- Formolaldehído 10%
- Lugol
- Agua destilada

2.2 Población

En el centro de rescate se cuenta aproximadamente con 113 animales.

2.3 Métodos

El presente trabajo se realizó en la parroquia Saracay misma que se encuentra ubicada al sur del país en las estribaciones de la cordillera occidental de Los Andes, nor-oeste del territorio del cantón Piñas a 27 Km de la cabecera cantonal, en la zona centro sur de la Provincia de El Oro. SUR: Cantón Balsas, ESTE: Parroquia Moromoro del cantón Piñas. OESTE: Parroquias La Bocana y Piedras del Cantón Piñas.

Ubicación geográfica

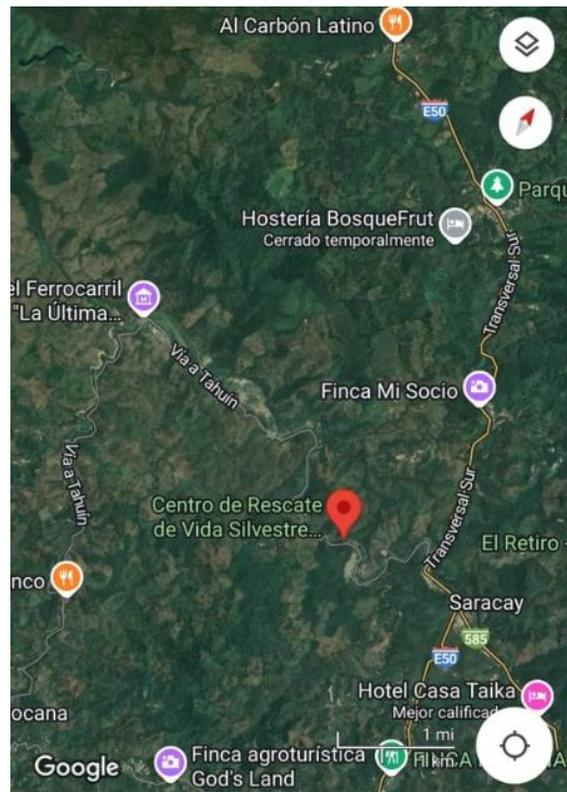


Ilustración 2. Ubicación del centro de rescate
Fuente: Google maps

Longitud: O -79.88073843311048

Latitud: S -3.643132478254574

2.4 Variables

- Edad
- Especie

2.5 Recolección de muestras

2.5.1 Pruebas diagnósticas

- Coprológico directo
- Coprológico con técnica de flotación (Faust)
- Coprológico con técnica de sedimentación (Ritchie)

2.5.2 Coprológico Directo

Permite detectar formas móviles de protozoarios y estructuras parasitarias, como huevos o quistes, en muestras frescas.

Procedimiento: Recolección de muestras fecales directamente del animal o del área de confinamiento, utilizando guantes estériles para evitar contaminación cruzada.

Se colocó una pequeña porción de la muestra fecal (aproximadamente 2 mg) en una lámina portaobjetos.

Se añadió una gota de solución salina fisiológica (0.9%) para formar una suspensión homogénea.

Se cubrió con un cubreobjetos y se examinó bajo un microscopio óptico a aumentos de 10x y 40x.

Se registraron observaciones de formas parasitarias, tales como trofozoítos, quistes o huevos.

2.5.3 Coprológico con Técnica de Flotación (Faust)

Sirve para detectar quistes y huevos de parásitos utilizando la capacidad de flotación en una solución de alta densidad.

Procedimiento: Esta técnica se inicia mezclando 5 gramos de muestra fecal con 50 ml de agua destilada, asegurando una homogeneización completa. Posteriormente, la mezcla se filtra utilizando un cedazo con doble gasa en un vaso de precipitado. El precipitado obtenido se transfiere a un tubo Falcon y se centrifuga durante 3 minutos a 1,500 revoluciones, eliminando el sobrenadante. Este procedimiento se repite hasta obtener un sobrenadante limpio. Una vez logrado, se deja el sedimento en el tubo, al cual se le añade una solución de sulfato de zinc con una densidad de 1.180, homogeneizando nuevamente antes de centrifugar. Después de centrifugar, se llena el tubo con más sulfato de zinc usando una piseta hasta formar un menisco, colocando un cubreobjetos sobre este menisco por un período de 3 minutos. Finalmente, el cubreobjetos se transfiere a un portaobjetos con una gota de solución de Lugol, y la preparación se observa al microscopio.

Se examinó al microscopio a aumentos de 10x y 40x.

2.5.4 Coprológico con Técnica de Sedimentación (Ritchie)

Permite la búsqueda de huevos de trematodos u otros parásitos que no flotan fácilmente en soluciones de alta densidad.

Procedimiento: En esta técnica, se mezcla 1 gramo de muestra fecal con 9 ml de solución salina (NaCl) al 10%, asegurando una homogeneización adecuada. Luego, la mezcla es filtrada con un cedazo de doble gasa en un vaso de precipitado. El precipitado se transfiere a un tubo Falcon y se centrifuga durante 1 minuto a 2,000 revoluciones, decantando el sobrenadante y repitiendo el proceso hasta obtener un sobrenadante limpio. Una vez limpio, se conserva el sedimento, al cual se añaden 10 ml de formol al 10%, dejando reposar de 3 a 5 minutos. Luego, se agregan 3 ml de éter o gasolina y se centrifuga nuevamente. Las fases superiores se eliminan cuidadosamente, conservando el sedimento, que se analiza directamente al microscopio.

Se tomó una alícuota del sedimento, se colocó en una lámina portaobjetos y se cubrió con un cubreobjetos.

Se examinó bajo el microscopio óptico a aumentos de 10x y 40x.

2.5.5 Medición de huevos de parasito

Los huevos de helmintos y los quistes/ooquistes de protozoos se identificaron a niveles de género cuando fue posible, de acuerdo con claves morfológicas. Se midieron digitalmente y se registraron fotográficamente (largo y ancho; μm) un máximo de diez morfotipos relacionados de óvulos/ooquistes en cada muestra positiva (Zen 3.2 Blue Edition, ZEISS Group, München 81379, Alemania). Finalmente, se contaron los morfotipos relacionados de huevos y ooquistes en cada una de las muestras positivas y se multiplicaron por el factor de multiplicación para obtener huevo/ooquiste fecal por gramo de heces (EPG, OPG), como se describió anteriormente.

La identificación de los huevos se basa en su morfología y morfometría, y se consideran las estructuras que se desarrollan dentro del huevo, la forma del huevo, la longitud, el ancho de las espinas o filamentos en los polos, el número de filamentos y la longitud del filamento. Sin embargo, algunos huevos observados en muestras fecales no se pueden identificar a nivel de especie o género. En algunos casos, la dinámica de la eliminación de huevos en las heces ha sido poco explorada.

III. RESULTADOS y DISCUSION

Se analizaron 113 animales silvestres rescatados (**Tabla 1**), distribuidos en aves (52,2%), mamíferos (36%) y reptiles (12,4%), utilizando las técnicas de Faust, Ritchie y Directa para identificar parásitos gastrointestinales (**Ilustración 4**). En aves, los resultados mostraron que el 63% de los casos positivos fueron detectados con Faust, el 48% con Ritchie y el 15% con la técnica Directa, siendo los parásitos más prevalentes *Heterakis spp* (33.9%) y *Ascaridia spp* (23.7%). En reptiles, Faust detectó el 100% de los casos y Ritchie el 64%, mientras que la técnica Directa no identificó parásitos; los más comunes fueron *Oxiuris spp*. En mamíferos, Faust fue la técnica más efectiva con un 63% de detección, seguida por Ritchie con un 48% y Directa con un 15.0%; Destacaron *Strongyloides spp* y *Entamoeba spp* como los parásitos más frecuentes.

Tabla 1. Cantidad de animales muestreados en el Centro de Rescate Animal Amazonas

Número de animales muestreados del centro de Rescate

Mamíferos	40
Reptiles	14
Aves	59
Total	113



Ilustración 3. Distribución porcentual de animales muestreados en el Centro de Rescate Animal Amazonas

Los resultados del presente estudio evidencian una alta prevalencia y diversidad de parásitos gastrointestinales en animales silvestres rescatados en la provincia de El Oro, identificados mediante las técnicas de Faust, Ritchie y Directa. En aves, (**Tabla 2**) *Heterakis spp.* (34 casos) y *Ascaridia spp.* (28 casos) fueron los parásitos más prevalentes, detectados mayoritariamente mediante la técnica de Faust, que demostró ser la más sensible, identificando parásitos en todos los géneros evaluados. La técnica de Ritchie mostró resultados moderados, con detecciones principalmente de *Ascaridia spp.* y *Capillaria spp.*, mientras que la técnica Directa fue menos efectiva, con solo 5 detecciones. Además, también se encontró *Toxocara spp.* y aunque esto podría entrar en discusión con lo que menciona la literatura, no hay que olvidar que existen muchos parásitos que pueden infectar a hospedadores paraténicos.

En reptiles (**Tabla 3**), la técnica de Faust también fue la más eficaz, identificando *Oxyuris spp.* y *Nyctotheroides spp.* en 13 casos cada uno, además de un caso de *Capillaria spp.*. En contraste, la técnica Ritchie identificó *Oxyuris spp.* en 9 casos, mientras que la técnica Directa no logró detecciones en esta categoría. Estos hallazgos subrayan la sensibilidad superior de Faust en condiciones donde las cargas parasitarias son bajas o en muestras complejas.

En mamíferos (**Tabla 4**), los parásitos más frecuentes fueron *Strongyloides spp.* (18 casos), *Entamoeba spp.* (5 casos) y *Moniliformis moniliformis* (5 casos), todos detectados de manera consistente por Faust, seguida por Ritchie con una menor eficiencia, identificando únicamente *Urbanorum spp.* y *Pterygodermatites spp.*. La técnica Directa, aunque limitada, detectó *Trypanoxyuris spp.* en 4 casos, pero no fue efectiva para parásitos de menor tamaño o con ciclos más complejos.

Tabla 2. Frecuencia de parásitos identificados en aves del centro

	Parásitos/ Técnica	FAUST	RITCHIE	DIRECTO
AVES	<i>Heterakis spp</i>	34	11	0
	<i>Syngamus trachea</i>	15	0	0
	<i>Subulura brumpti</i>	5	0	0
	<i>Ascaridia spp</i>	28	14	0
	<i>Capillaria spp</i>	11	11	5
	<i>Eimeria spp</i>	1	0	0
	<i>Trichostrogilus spp</i>	22	2	5

Tabla 3. Frecuencia de parásitos identificados en reptiles del centro

	Parásitos/ Técnica	FAUST	RITCHIE	DIRECTO
REPTILES	<i>Oxiuris spp</i>	13	9	0
	<i>Nyctotheroides spp</i>	13	0	0
	<i>Capillaria spp</i>	1	0	0

Tabla 4. Frecuencia de parásitos identificados en mamíferos del centro

	Parásitos/ Técnica	FAUST	RITCHIE	DIRECTO
MAMIFEROS	<i>Strongyloides spp</i>	18	0	0
	<i>Trypanoxyuris spp</i>	4	0	4
	<i>Urbanorum spp</i>	0	1	0
	<i>Entamoeba spp</i>	5	4	0
	<i>Moniliformis moniliformis</i>	5	0	0
	<i>Spirocerca lupi</i>	5	0	0
	<i>Cystoisospora spp</i>	0	5	0
	<i>Ancylostoma spp</i>	4	0	0
	<i>Oesophagostomum dentatum</i>	5	0	0
	<i>Blastocystis spp</i>	2	0	0
	<i>Trichuris spp</i>	0	2	2
	<i>Pterygodermatites spp</i>	0	5	0
	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	0	2	0

Los animales silvestres en cautiverio albergan una alta diversidad de parásitos gastrointestinales, los cuales afectan su salud y bienestar. Los resultados muestran una prevalencia notable en aves (93%), mamíferos (63%) y reptiles (100%), lo que subraya la necesidad de implementar estrategias de diagnóstico y manejo sanitario efectivas. Los parásitos más comunes incluyen *Strongyloides spp.*, *Capillaria spp.*, y *Eimeria spp.*, que también fueron identificados en estudios previos, como el realizado en Recife, Brasil, donde se reportó una prevalencia del 74,2% en mamíferos (34). En aves, se detectaron hasta siete géneros de parásitos, siendo *Heterakis spp.* (34 casos) y *Ascaridia spp.* (28 casos) los más frecuentes. En reptiles, *Oxyuris spp.* y *Nyctotheroides spp.* presentaron prevalencias destacadas con 13 casos cada uno. Estos hallazgos coinciden parcialmente con estudios como el de Flores et al. (2024), donde *Eimeria spp.* tuvo una alta prevalencia en aves acuáticas. La concordancia en los géneros predominantes sugiere su importancia como indicadores de infección parasitaria en diferentes ecosistemas (35).

Tabla 5. Resultados de detección de parásitos por técnica diagnóstica

	FAUST	RITCHIE	DIRECTO	N° de animales
MAMIFEROS	25	19	6	40
REPTILES	14	9	0	14
AVES	55	35	10	59

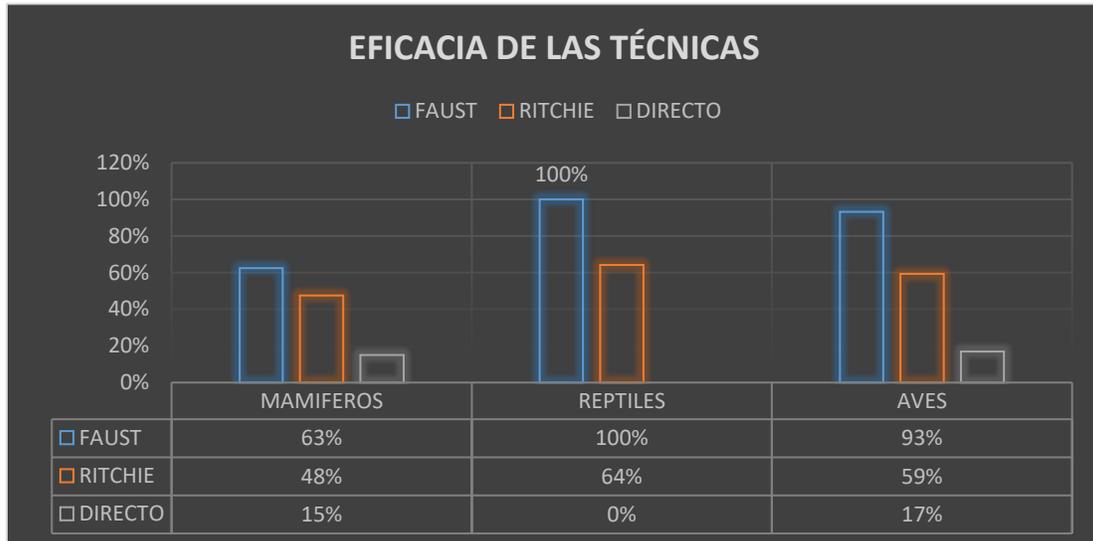


Ilustración 4. Porcentaje de eficacia de las técnicas diagnósticas utilizadas en mamíferos, reptiles y aves

La técnica de Faust demostró ser la más eficiente en la detección de parásitos, lo que confirma su utilidad tanto en el monitoreo sanitario como en estudios epidemiológicos, tal como se reportó en investigaciones previas, incluido un estudio brasileño (34). Los resultados obtenidos en el trabajo de Villacrés (36) respaldan esta afirmación, evidenciando que la técnica de flotación con sulfato de zinc (Faust) es la más eficaz para la detección de parásitos gastrointestinales en todas las clases taxonómicas estudiadas. En la presente investigación, la técnica presentó un rendimiento del 93% en aves, en mamíferos un 63%, y en reptiles un 100%. Estos porcentajes resaltan su alta sensibilidad para concentrar estructuras parasitarias ligeras, como huevos de nematodos y quistes de protozoos. Además, estos hallazgos están alineados con la literatura científica, que señala la flotación como el método más eficiente para la recuperación de formas parasitarias en muestras fecales.

IV. CONCLUSIONES

Este estudio resalta la gran diversidad de parásitos en animales rescatados y la necesidad de estrategias sanitarias integrales en los centros de rescate. Estas deben incluir diagnósticos periódicos, control ambiental riguroso y planes de desparasitación específicos para cada especie. Se identificó una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales, como *Heterakis spp.*, *Ascaridia spp.*, *Strongyloides spp.* y *Oxyuris spp.*, en aves, reptiles y mamíferos.

El monitoreo sanitario es clave, destacando la técnica de Faust con una detección del 83.1% de casos positivos, superior a Ritchie (55.7%) y Directa (14.1%). La precisión diagnóstica es crucial para diseñar estrategias efectivas. La gestión en centros de rescate requiere un enfoque multidisciplinario con veterinarios, biólogos y especialistas en salud pública. Además, estos centros tienen un papel educativo en la sensibilización sobre conservación y sanidad en fauna silvestre.

Comparaciones con estudios previos ayudan a contextualizar la prevalencia parasitaria en distintos ambientes, proporcionando información valiosa para futuras investigaciones. Es esencial minimizar el estrés en los animales con enriquecimiento ambiental y protocolos sanitarios adecuados. Un seguimiento a largo plazo de los animales liberados permitirá evaluar su adaptación y prevenir reinfecciones.

La presencia de parásitos zoonóticos refuerza la necesidad de incluir a los centros de rescate en el enfoque One Health, promoviendo protocolos sanitarios estandarizados a nivel internacional. Garantizar la salud en animales rescatados contribuye a la conservación de especies amenazadas, al equilibrio ecológico y a la protección de la salud pública, reduciendo el riesgo de zoonosis y beneficiando tanto a la fauna como a las comunidades humanas.

V. RECOMENDACIONES

Utilizar múltiples técnicas diagnósticas, como Faust, Ritchie y Directa, para evaluar la presencia de parásitos gastrointestinales es fundamental para garantizar un análisis integral. Las técnicas complementarias pueden compensar las limitaciones individuales, aumentando la sensibilidad y especificidad en la identificación de parásitos y permitiendo una visión más detallada de la prevalencia de los parásitos.

Se recomienda implementar un programa integral de manejo sanitario en el centro de rescate para interrumpir el ciclo de transmisión parasitaria identificada. Este programa debe incluir medidas como la limpieza y desinfección frecuente de los recintos, una adecuada disposición de desechos orgánicos y el monitoreo de las fuentes de agua para garantizar su calidad.

Además, es fundamental suministrar alimentos libres de contaminación parasitaria, minimizar el uso de presas vivas, y realizar análisis coproparasitológicos periódicos con técnicas sensibles como Faust para detectar infecciones tempranas.

También se sugiere establecer áreas específicas para cada grupo taxonómico, reduciendo el contacto entre aves, reptiles y mamíferos, y diseñar protocolos de desparasitación adaptados a las especies presentes.

Finalmente, la capacitación del personal en prácticas de manejo y la identificación de signos clínicos contribuirá significativamente a prevenir infecciones, mejorar la salud de los animales y garantizar su bienestar.

BIBLIOGRAFÍA

1. OMS. Organizacion Mundialo de la Salud. [Online].; 2022. Available from: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/soil-transmitted-helminth-infections>.
2. OPS. Organizacion Panamericana de la Salud. [Online].; 2020. Available from: <https://www.paho.org/es/temas/geohelminantiasis#info>.
3. Melo YJO, Ferraz HT, Saturnino KC, Silva TDP, Braga IA, Amaral AVC, et al. Gastrointestinal parasites in captive and free-living wild birds in Goiania Zoo. *Brazilian Journal of Biology*. 2022.
4. Bandyopadhyay PK,DNR,CA. Introduction. In *Biochemical, Immunological and Epidemiological Analysis of Parasitic Diseases*. India: Springer, Singapore; 2022.
5. Rojas A, Germitsch N, Oren S, Sazmand A, Deak G. Wildlife parasitology: sample collection and processing, diagnostic constraints, and methodological challenges in terrestrial carnivores. *Parasites Vectors*. 2024; 17(127).
6. Lukášová R, Halajian A, Bártová E, Kobédová K, Swanepoel LH, O'Riain MJ. The Occurrence of Some Nonblood Protozoan Parasites in Wild and Domestic Mammals in South Africa. *J Wildl Dis*. 2018; 2(58).
7. Seguel M MFNMPEHEGN. Hookworm Infection in South American Fur Seal (*Arctocephalus australis*) Pups: Pathology and Factors Associated With Host Tissue Damage and Mortality. *Veterinary Pathology*. 2017; 54(2): p. 288-297.
8. Brandell EE, Jackson MK, Cruz PC, Piaggio AJ, Taylor DR, Smith DW, et al. Evaluating noninvasive methods for estimating cestode prevalence in a wild carnivore population. *Plos One*. 2022; 17(11).
9. Bethesda (. Praziquantel. In *Diseases NIODaDaK. Clinical and Research Information on Drug-Induced Liver Injury*.; 2020.
10. OMS. Organizacion Mundial de la Salud. [Online].; 2021. Available from: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/foodborne-trematode-infections>.
11. Hu Y, Zhan RJ, Lu SL, Zhang YY, Zhou MY, Huang H, et al. Global distribution of zoonotic digenetic trematodes: a scoping review. *Infect Dis Poverty*. 2024; 13(46).
12. Auer H, Aspöck H. Helminths and helminthoses in Central Europe: general overview and diseases caused by trematodes (flukes). *Wien Med Wochenschr*. 2014; 164: p. 405–413.
13. Seguel M, Gottdenker N. The diversity and impact of hookworm infections in wildlife. *International Journal for Parasitology*. 2017; 6(3): p. 177-194.

14. L R, AD M, Cirillo R MM, M M, Capasso M CG. FLOTAC can detect parasitic and pseudoparasitic elements in reptiles. *Experimental Parasitology*. 2012; 130(3): p. 282 - 4.
15. Rahman R, Nyema J, Imranuzzaman M, Banik B, Pranto PS, Talukder K, et al. An Update on Gastrointestinal Parasitic Infection in Captive Wild Animals in Bangladesh. *Journal of Parasitology Research*. 2023; 1.
16. Tyson F, Dalesman S, Brophy PM, Morpew RM. Novel Equine Faecal Egg Diagnostics: Validation of the FECPAKG2. *Animals*. 2020; 10(8).
17. Daş G, Klauser S, Stehr M, Tuchscherer A, Metges CC. Accuracy and precision of McMaster and Mini-FLOTAC egg counting techniques using egg-spiked faeces of chickens and two different flotation fluids. *Veterinary Parasitology*. 2020; 283.
18. Nagamori Y, Sedlak R, DeRosa A, Pullins A, Cree T, Loenser M, et al. Evaluation of the VETSCAN IMAGYST: an in-clinic canine and feline fecal parasite detection system integrated with a deep learning algorithm. *Parasites & Vectors*. 2020;(13): p. 346.
19. Nielsen MK. What makes a good fecal egg count technique? *Veterinary Parasitology*. 2021; 296.
20. Ghafar A, Abbas G, King J, CJ, Kristopher J. Hughes c CEHaAB, Bauquier J, et al. Comparative studies on faecal egg counting techniques used for the detection of gastrointestinal parasites of equines: A systematic review. *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases*. 2021; 1.
21. Stronen AV, Molnar B, Paolo Ciucci CTD, Grottoli L, Paquet PC, Sallows T, et al. Cross-continental comparison of parasite communities in a wide-ranging carnivore suggests associations with prey diversity and host density. *Ecology and Evolution*. 2021; 11(15): p. 10338-10352.
22. Kahl A, Samson-Himmelstjerna Gv, Helm CS, Hodgkinson J, Williams D, Weiher W, et al. Coproscopical diagnosis of patent *Fasciola hepatica* infections in sheep – A comparison between standard sedimentation, FLUKEFINDER® and a combination of both. *Veterinary Parasitology*. 2023; 319.
23. Reigate C, Williams HW, Denwood MJ, Morpew RM, Thomas ER, Brophy PM. Evaluation of two *Fasciola hepatica* faecal egg counting protocols in sheep and cattle. *Veterinary Parasitology*. 2021.
24. Bowman DD. *Georgis Parasitología para veterinarios*. 9th ed. España E, editor. España: 8480865121, 9788480865128; 2011.
25. Zarate-Rendon , D.A. VJ, Levecke B, Briones-Montero A, Geldhof P. Comparison of Kato-Katz thick smear, Mini-FLOTAC, and flukefinder for the detection and quantification of *Fasciola hepatica* eggs in artificially spiked human stool. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. 2019; 101(1): p. 59 - 61.

26. Dwight D. Bowman. Parasitología para veterinarios: 11e; 2021.
27. Leutenegger, Christian M. , Lozoya, Cecilia E. , Tereski, Jeffrey , Andrews, Jan , Mitchell, Kelly D. , Meeks, Cathy , et al. Comparative study of a broad qPCR panel and centrifugal flotation for detection of gastrointestinal parasites in fecal samples from dogs and cats in the United States. Parasites & Vectors. 2023 Agosto; 16(1): p. 288.
28. Lamping CAG. MANUAL DE DIAGNOSTICO CON ÉNFASIS EN LABORATORIO CLÍNICO VETERINARIO. Managua: Universidad Nacional Agraria; 2014.
29. Carrera-Játiva PD, Morgan ER, Barrows M, Wronski T. GASTROINTESTINAL PARASITES IN CAPTIVE AND FREE-RANGING BIRDS AND POTENTIAL CROSSTRANSMISSION IN A ZOO ENVIRONMENT. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2018; 49(1): p. 116-128.
30. P. T, M PSO, al e. A centralized web database for wildlife health management. Societa Italiana di Ecopatologia della Fauna - S.I.E.F.; 2022.
31. Sánchez-Murillo M, Martin-Solano S, Carrillo-Bilbao G, Celi-Eraza M, Cueva-Salazar N. DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN PRIMATES NO HUMANOS EN MEDIOS DE CONSERVACIÓN Y MANEJO EX SITU EN LA AMAZONÍA ECUATORIANA. RENPYS. 2022 Enero; 1(1).
32. Solís C, F. JJH. PRESENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES EN HECES DE PERROS EN LOS CORREGIMIENTOS DE SAN MARTÍN DE PORRES Y CANTO DEL LLANO, SANTIAGO, PANAMÁ. Revista Colegiada de Ciencia. 2023; 5(1).
33. Cruz JPB. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres hacinados en el zoológico de Managua-Nicaragua período 2014 al 1er trimestre del 2017. Managua, Nicaragua;; 2017.
34. FREITAS M&OA&CM&OR&SA. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. Parasitología al día. Parasitología al día. 2001.
35. Flores Cabezas I,PGF,RCN,MMK,LNA,CJL,&LNN. Identificación de parásitos gastrointestinales en aves acuáticas de la laguna Yahuarcocha, Imbabura, Ecuador.. Acta Científica Internacional. 2024; 16(2).
36. GÓMEZ JGV. EVALUACIÓN DE LA PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN OVINOS MEDIANTE TRES TÉCNICAS COPROPARASITARIAS EN LA PARROQUIA SAN PABLO DE ATENAS CANTÓN SAN MIGUEL PROVINCIA DE BOLÍVAR. TESIS. Guaranda: UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR, CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA; 2022.

ANEXOS

Anexo 1. Acompañamiento del Semillero DIPAT al centro de rescate Animal AMAZONAS en conjunto con el dueño del lugar.	35
Anexo 2. Entrada del centro de rescate hacia las jaulas de los animales del lugar	35
Anexo 3. Recolección de heces de mono cariblanco	36
Anexo 4. Recolección de heces de zorro pampeano	36
Anexo 5. Ave del centro "Tucancillo collarejo"	36
Anexo 6. Mamífero del centro "Venado colablanca"	36
Anexo 7. Mamífero del centro "Llama"	36
Anexo 8. Reptil del centro "Tortuga gigante de las galápagos"	36
Anexo 9. Ave del centro "Curiquingue"	37
Anexo 10. Habitación del cusumbo	37
Anexo 11. Muestras fecales recolectadas de los animales del centro de rescate "Amazonas"	37
Anexo 12. Pesaje de las muestras.....	38
Anexo 13. Muestras disueltas listas para el tamizado	38
Anexo 14. Filtrado de las muestras con doble gasa	38
Anexo 15. Muestras fecales previo su centrifugación en tubos Falcon	38
Anexo 16. Centrifugación de las muestras.....	38
Anexo 17. Muestras de la técnica Faust postcentrifugación con su respectivo cubreobjeto	38
Anexo 18. Muestras de la técnica Ritchie postcentrifugación todavía con su sedimento.....	39
Anexo 19. Muestras de la técnica Ritchie listas para ser ubicadas en portaobjetos.....	39
Anexo 20. Muestras de la técnica listas para la observación al microscopio.....	39
Anexo 21. Compendio de vidrios portaobjeto de algunas de las muestras ya visualizadas en el microscopio	39
Anexo 22. Huevo de <i>Capillaria</i> spp. obtenido de la muestra fecal de Tucancillo collarejo vista con lente de 10x.....	39
Anexo 23. Huevo de <i>Toxocara</i> spp obtenido de la muestra fecal de las gallinas del centro	39
Anexo 24. Huevo de <i>Ascaridia</i> spp obtenido de la muestra fecal de Loro de cabeza roja	40
Anexo 25. Huevo de <i>Heterakis</i> spp obtenido de la muestra fecal de Pato María	40
Anexo 26. Visualización al microscopio de las muestras fecales	40
Anexo 27. Huevo de <i>Ostertagia ostertagi</i> obtenido de la muestra fecal de Mono chorongó	40
Anexo 28. Huevo de <i>Trypanoxyuris</i> sp. obtenido de la muestra fecal de Mono chorongó	40



Anexo 1. Acompañamiento del Semillero DIPAT al centro de rescate Animal AMAZONAS en conjunto con el dueño del lugar.



Anexo 2. Entrada del centro de rescate hacia las jaulas de los animales del lugar



Anexo 3. Recolección de heces de mono cariblanco



Anexo 6. Mamifero del centro "Venado colablanca"



Anexo 4. Recolección de heces de zorro pampeano



Anexo 7. Mamifero del centro "Llama"



Anexo 5. Ave del centro "Tucancillo collarejo"



Anexo 8. Reptil del centro "Tortuga gigante de las galápagos"



Anexo 9. Ave del centro "Curiqingue"



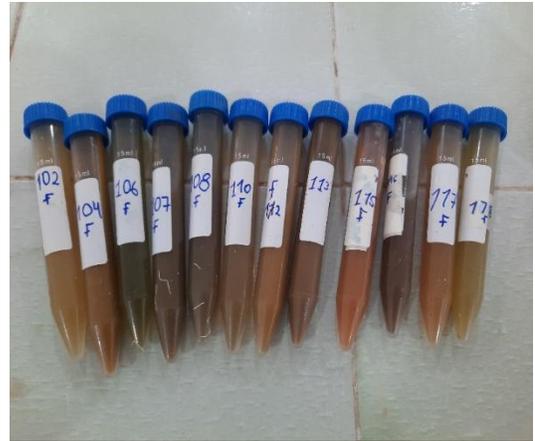
Anexo 10. Habitación del cusumbo



Anexo 11. Muestras fecales recolectadas de los animales del centro de rescate "Amazonas"



Anexo 12. Pesaje de las muestras



Anexo 15. Muestras fecales previo su centrifugacion en tubos Falcon



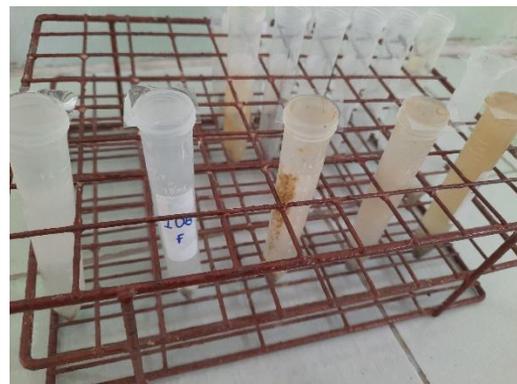
Anexo 13. Muestras disueltas listas para el tamizado



Anexo 16. Centrifugación de las muestras



Anexo 14. Filtrado de las muestras con doble gasa



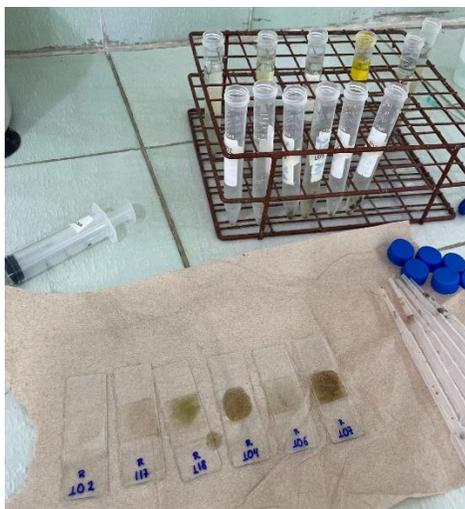
Anexo 17. Muestras de la tecnica Faust postcentrifugacion con su respectivo cubreobjeto



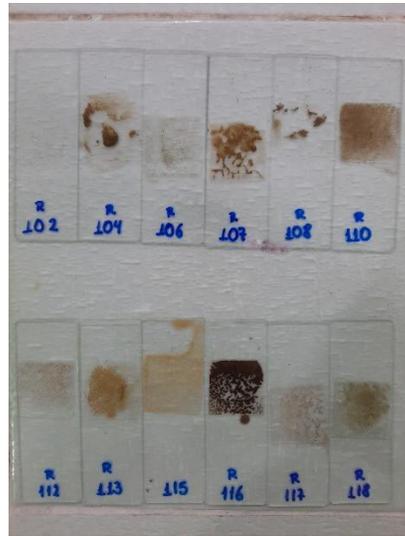
Anexo 18. Muestras de la tecnica Ritchie postcentrifugacion todavia con su sedimento



Anexo 19. Muestras de la tecnica Ritchie listas para ser ubicadas en portaobjetos



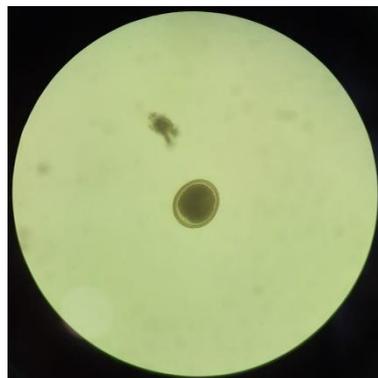
Anexo 20. Muestras de la tecnica listas para la observacion al microscopio



Anexo 21. Compendio de vidrios portaobjeto de algunas de las muestras ya visualizadas en el microscopio



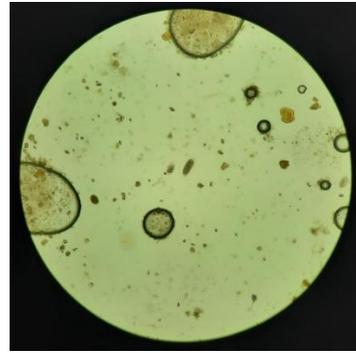
Anexo 22. Huevo de *Capillaria* spp. obtenido de la muestra fecal de Tucancillo collarero vista con lente de 10x.



Anexo 23. Huevo de *Toxocara* spp obtenido de la muestra fecal de las gallinas del centro



Anexo 24. Huevo de *Ascaridia* spp obtenido de la muestra fecal de Loro de cabeza roja



Anexo 27. Huevo de *Ostertagia ostertagi* obtenido de la muestra fecal de Mono chorongo



Anexo 25. Huevo de *Heterakis* spp obtenido de la muestra fecal de Pato Maria



Anexo 28. Huevo de *Trypanoxyuris* sp. obtenido de la muestra fecal de Mono chorongo



Anexo 26. Visualización al microscopio de las muestras fecales