



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y RECURSOS
NATURALES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

**“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO
MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN
TANICUCHÍ, COTOPAXI”**

Proyecto de Investigación presentado previo a la obtención del Título de
Medica Veterinaria

Autora:
Mullo Lasluisa Angelica Tatiana

Tutora:
Herrera Yunga Vanessa del Rosario

LATACUNGA – ECUADOR -XOLo 2025

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

Mullo Lasluisa Angelica Tatiana, con cédula de ciudadanía No. 0503032286, declaro ser autora del presente Proyecto de Investigación: **“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN TANICUCHÍ, COTOPAXI”**, siendo la Medica Veterinaria Zootecnista Mtr. Vanessa Herrera Yunga, Tutora del presente trabajo; y, eximo expresamente a la Universidad Técnica de Cotopaxi y a sus representantes legales de posibles reclamos o acciones legales.

Además, certifico que las ideas, conceptos, procedimientos y resultados vertidos en el presente trabajo investigativo, son de mi exclusiva responsabilidad.

Latacunga, 23 de julio del 2025



Angelica Tatiana Mullo Lasluisa
C.C: 0503032286
ESTUDIANTE

CONTRATO DE CESIÓN NO EXCLUSIVA DE DERECHOS DE AUTOR

Comparecen a la celebración del presente instrumento de cesión no exclusiva de obra, que celebran de una parte **MULLO LASLUIA ANGELICA TATIANA**, identificada con cédula de ciudadanía **0503032286** de estado civil soltera, a quien en lo sucesivo se denominará **LA CEDENTE**; y, de otra parte, la Doctora Idalia Eleonora Pacheco Tigselema, en calidad de Rectora, y por tanto representante legal de la Universidad Técnica de Cotopaxi, con domicilio en la Av. Simón Rodríguez, Barrio El Ejido, Sector San Felipe, a quien en lo sucesivo se le denominará **LA CESIONARIA** en los términos contenidos en las cláusulas siguientes:

ANTECEDENTES: CLÁUSULA PRIMERA. - **LA CEDENTE** es una persona natural estudiante de la carrera de Medicina Veterinaria titular de los derechos patrimoniales y morales sobre el trabajo de grado **“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN TANICUCHÍ, COTOPAXI”**, la cual se encuentra elaborada según los requerimientos académicos propios de la Facultad; y, las características que a continuación se detallan:

Historial Académico

Inicio de la carrera: Octubre 2019 - Marzo 2020

Finalización de la carrera: Abril – Agosto 2025

Tutor: MVZ. Herrera Yunga Vanessa del Rosario, Mtr.

Tema: **“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN TANICUCHÍ, COTOPAXI”**

CLÁUSULA SEGUNDA. - **LA CESIONARIA** es una persona jurídica de derecho público creada por ley, cuya actividad principal está encaminada a la educación superior formando profesionales de tercer y cuarto nivel normada por la legislación ecuatoriana la misma que establece como requisito obligatorio para publicación de trabajos de investigación de grado en su repositorio institucional, hacerlo en formato digital de la presente investigación.

CLÁUSULA TERCERA. - Por el presente contrato, **LA CEDENTE** autoriza a **LA CESIONARIA** a explotar el trabajo de grado en forma exclusiva dentro del territorio de la República del Ecuador.

CLÁUSULA CUARTA. - **OBJETO DEL CONTRATO:** Por el presente contrato **LA CEDENTE**, transfiere definitivamente a **LA CESIONARIA** y en forma exclusiva los siguientes derechos patrimoniales; pudiendo a partir de la firma del contrato, realizar, autorizar o prohibir:

- a) La reproducción parcial del trabajo de grado por medio de su fijación en el soporte informático conocido como repositorio institucional que se ajuste a ese fin.
- b) La publicación del trabajo de grado.
- c) La traducción, adaptación, arreglo u otra transformación del trabajo de grado con fines académicos y de consulta.

d) La importación al territorio nacional de copias del trabajo de grado hechas sin autorización del titular del derecho por cualquier medio incluyendo mediante transmisión.

e) Cualquier otra forma de utilización del trabajo de grado que no está contemplada en la ley como excepción al derecho patrimonial.

CLÁUSULA QUINTA. - El presente contrato se lo realiza a título gratuito por lo que **LA CESIONARIA** no se halla obligada a reconocer pago alguno en igual sentido **LA CEDENTE** declara que no existe obligación pendiente a su favor.

CLÁUSULA SEXTA. - El presente contrato tendrá una duración indefinida, contados a partir de la firma del presente instrumento por ambas partes.

CLÁUSULA SÉPTIMA. - CLÁUSULA DE EXCLUSIVIDAD. - Por medio del presente contrato, se cede en favor de **LA CESIONARIA** el derecho a explotar la obra en forma exclusiva, dentro del marco establecido en la cláusula cuarta, lo que implica que ninguna otra persona incluyendo **LA CEDENTE** podrá utilizarla.

CLÁUSULA OCTAVA. - LICENCIA A FAVOR DE TERCEROS. - **LA CESIONARIA** podrá licenciar la investigación a terceras personas siempre que cuente con el consentimiento de **LA CEDENTE** en forma escrita.

CLÁUSULA NOVENA. - El incumplimiento de la obligación asumida por las partes en la cláusula cuarta, constituirá causal de resolución del presente contrato. En consecuencia, la resolución se producirá de pleno derecho cuando una de las partes comunique, por carta notarial, a la otra que quiere valerse de esta cláusula.

CLÁUSULA DÉCIMA. - En todo lo no previsto por las partes en el presente contrato, ambas se someten a lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, Código Civil y demás del sistema jurídico que resulten aplicables.

CLÁUSULA UNDÉCIMA. - Las controversias que pudieran suscitarse en torno al presente contrato, serán sometidas a mediación, mediante el Centro de Mediación del Consejo de la Judicatura en la ciudad de Latacunga. La resolución adoptada será definitiva e inapelable, así como de obligatorio cumplimiento y ejecución para las partes y, en su caso, para la sociedad. El costo de tasas judiciales por tal concepto será cubierto por parte del estudiante que lo solicitare.

En señal de conformidad las partes suscriben este documento en dos ejemplares de igual valor y tenor en la ciudad de Latacunga, a los 23 días del mes de Julio del 2025.



Angelica Tatiana Mullo Lasluisa
LA CEDENTE


Dra. Idalia Pacheco Tigselema, Ph.D.
LA CESIONARIA

AVAL DE LA TUTORA DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

En calidad de Tutora del Proyecto de Investigación con el título:

“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN TANICUCHÍ, COTOPAXI”, de Mullo Lasluisa Angelica Tatiana, de la carrera de Medicina Veterinaria, considero que el presente trabajo investigativo es merecedor del Aval de aprobación al cumplir las normas, técnicas y formatos previstos, así como también ha incorporado las observaciones y recomendaciones propuestas en la pre-defensa.

Latacunga, 23 de julio del 2025



MVZ. Vanessa Herrera Yunga, Mtr.
C.C: 1103758999
DOCENTE TUTORA

AVAL DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE TITULACIÓN

En calidad de Tribunal de Lectores, aprobamos el presente Informe de Investigación de acuerdo a las disposiciones reglamentarias emitidas por la Universidad Técnica de Cotopaxi; y, por la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales; por cuanto, la postulante: Mullo Lasluisa Angelica Tatiana, con el título del Proyecto de Investigación: **“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN TANICUCHÍ, COTOPAXI”**, ha considerado las recomendaciones emitidas oportunamente y reúne los méritos suficientes para ser sometido al acto de sustentación del trabajo de titulación.

Por lo antes expuesto, se autoriza grabar los archivos correspondientes en un CD, según la normativa institucional.

Latacunga, 23 de Julio del 2025



Dra. Elsa Janeth Molina Molina, Mg.

C.C: 0502409634

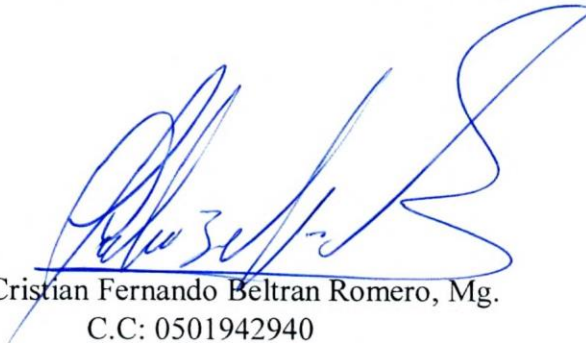
LECTOR 1 (PRESIDENTE)



Dr. Jorge Whashington Armas Cajas, Mg.

C.C: 0501556450

LECTOR 2 (MIEMBRO)



MVZ. Cristian Fernando Beltran Romero, Mg.

C.C: 0501942940

LECTOR 3 (MIEMBRO)

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por guiarme en cada paso de este camino.

A mi querida madre, Ana Lasluisa, por buscar siempre los medios para que pudiera seguir persiguiendo este sueño, incluso en los momentos más inciertos. Gracias por enseñarme que los caminos difíciles también conducen a grandes recompensas, y por ser ese pilar inquebrantable que nunca permitió que me rindiera. Tu fuerza, fe y amor me acompañaron en cada paso de este camino.

A mis abuelitos Luis y Maria, por sus palabras llenas de confianza y cariño que abrigaban mi corazón en momentos difíciles.

A mis hermanitos, Lupita y Maty, porque cada vez que regresaba de clases, sus sonrisas eran el recordatorio más genuino de que todo este esfuerzo valía la pena.

A mi mejor amiga, Eve, por acompañarme y hacerme sonreír cada vez con su frase: “¿Y para cuándo la tesis?”. Gracias por creer en mí. A mis amigas Mela, Melisa, Dany que estuvieron en los últimos pasitos para terminar la carrera pero hicieron de esos momentos los más inmemorables.

A mi enamorado Fernando, por su amor, paciencia y apoyo constante durante esta pequeña etapa de mi vida.

A mis docentes de la Universidad Técnica de Cotopaxi, por compartir con generosidad sus conocimientos, experiencias y valores durante mi formación académica.

Angelica Tatiana Mullo Lasluisa

DEDICATORIA

Dedico este proyecto de investigación y el logro de mi título a mi madre y hermanos por enseñarme a no rendirme cuando el camino se volvía cuesta arriba. Su ternura, alegría y amor fueron la luz que me sostuvieron en los días más complicados y el impulso que llevaron a culminar este proceso.

A mi yo de pequeña que nunca se rindió por cumplir el más anhelado de sus sueños quien con gran emoción y un poco de miedo trataba con sus pacientes en las prácticas universitarias.

A cada animalito que formo parte de mis prácticas, por enseñarme más allá de lo académico: sobre la sensibilidad, cuidado y conexión con los seres que no hablan, pero sienten.

Angelica Tatiana Mulo Lasluisa

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y RECURSOS NATURALES

**TÍTULO: “PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS EN EL ZORRO ANDINO
MEDIANTE LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN Y SEDIMENTACIÓN EN
TANICUCHÍ, COTOPAXI”.**

Autora:

Mullo Lasluisa Angelica Tatiana

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se centra en la importancia que tienen los estudios parasitarios del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*), una especie clave en los ecosistemas alto andinos, la interacción con animales domésticos y la pérdida del hábitat incrementan su exposición a parásitos zoonóticos. El proyecto investigativo tuvo como objetivo la identificación de la prevalencia de distintos géneros parasitarios gastrointestinales mediante las técnicas de flotación y sedimentación. El estudio se llevó a cabo en la parroquia de Tanicuchí entre Abril y Agosto del 2025 donde se recolectaron 21 muestras fecales (3 de captura directa y 18 de senderos). Se aplicaron técnicas de flotación y sedimentación para identificar parásitos, también se analizaron variables ecológicas como altitud, temperatura, humedad y consistencia de la heces, los resultados mostraron que se identificaron nueve géneros parasitarios siendo los más prevalentes *Ancylostoma sp.* (22%), *Uncinaria sp.*, *Strongyloides sp.* y *Cystoisospora belli* (15% cada uno). La técnica de flotación fue más sensible que la de sedimentación. La prevalencia fue mayor en muestras de captura directa (100%) que en senderos (50%). Además, se evidenció una fuerte relación entre la presencia de parásitos y factores ecológicos, especialmente altitud y humedad. Algunos parásitos mostraron adaptabilidad a condiciones extremas, lo que resalta su potencial zoonótico. En conclusión, se confirma la presencia significativa de endoparásitos en el zorro andino y destaca la importancia de la recolección directa y el uso de técnicas sensibles para un diagnóstico eficaz. Con el fin de monitorear y realizar un plan sanitario para la conservación de la especie.

Palabras clave: Zorro Andino, sedimentación, flotación, captura, variables.

TECHNICAL UNIVERSITY OF COTOPAXI
FACULTY OF AGRICULTURAL SCIENCE AND NATURAL RESOURCES

**THEME: “PREVALENCE OF ENDOPARASITES IN THE ANDEAN FOX USING
THE FLOTATION AND SEDIMENTATION TECHNIQUE IN TANICUCHÍ,
COTOPAXI”**

Author:
Mullo Lasluisa Angelica Mullo

ABSTRACT

This research work focuses on the importance of parasitic studies of the Andean fox (*Lycalopex culpaeus*), a key species in high Andean ecosystems, interaction with domestic animals and habitat loss increase their exposure to zoonotic parasites. The research project aimed to identify the prevalence of different gastrointestinal parasitic genera using flotation and sedimentation techniques. The study was carried out in the parish of Tanicuchí between April and August 2025 where 21 fecal samples were collected (3 from direct capture and 18 from trails). Flotation and sedimentation techniques were applied to identify parasites, ecological variables such as altitude, temperature, humidity and consistency of the feces were also analyzed, the results showed that nine parasitic genera were identified, the most prevalent being *Ancylostoma sp.* (22%), *Uncinaria sp.*, *Strongyloides sp.* and *Cystoisospora belli* (15%). The flotation technique was more sensitive than the sedimentation technique. Prevalence was higher in samples collected directly (100%) than in trail samples (50%). Furthermore, a strong relationship was evident between the presence of parasites and ecological factors, especially altitude and humidity. Some parasites showed adaptability to extreme conditions, highlighting their zoonotic potential. In conclusion, the significant presence of endoparasites in the Andean fox is confirmed, highlighting the importance of direct collection and the use of sensitive techniques for effective diagnosis. The goal is to monitor and implement a health plan for the conservation of the species.

Keywords: Andean fox, sedimentation, flotation, capture, variables.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DECLARACIÓN DE AUTORÍA	ii
CONTRATO DE CESIÓN NO EXCLUSIVA DE DERECHOS DE AUTOR	iii
AVAL DE LA TUTORA DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN	v
AVAL DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE TITULACIÓN	vi
AGRADECIMIENTO.....	viii
DEDICATORIA.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT	xi
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	xii
INDICE DE TABLAS	xiv
INDICE DE FIGURAS	xiv
INDICE DE GRAFICAS	xv
1. INFORMACIÓN GENERAL.....	1
2. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO.....	2
3. BENEFICIARIOS DEL PROYECTO	2
4. EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN:.....	2
5. OBJETIVOS:	4
Objetivo General	4
Objetivos Específicos	4
6. ACTIVIDADES Y SISTEMA DE TAREAS EN RELACIÓN A LOS OBJETIVOS PLANTEADOS..	4
7. FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICO TÉCNICA.....	5
7.1 Generalidades del zorro andino	5
7.1.1 Morfología.....	6
7.1.2 Rasgos conductuales.....	6
7.1.3 Reproducción.....	6
7.1.4 Alimentación	6
7.1.5 Hábitat y distribución en el País	7
7.2. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.....	7
7.2.1 PROTOZOOS.....	7
7.2.1.1 Cystoisospora belli	7
7.2.1.2 Sarcocystis sp	7
7.2.1.3 Eimeria sp.....	8
7.2.1.4 Hammondia sp.....	8
7.2.1.5 Neospora sp	9

7.2.1.6 Toxoplasma gondii	9
7.2.2 NEMATODOS	10
7.2.2.1 Toxocara cati	10
7.2.2.2 Toxocara Canis	10
7.2.2.3 Toxocara leonina	11
7.2.2.4 Ancylostoma caninum	11
7.2.2.5 Capillaria hepática	12
7.2.2.6 Uncinaria Stenocephala	12
7.2.2.7 Spirocerca lupi	13
7.2.2.8 Trichuris sp	13
7.2.2.9 Strongyloides sp	14
7.2.3 CESTODOS	14
7.2.3.1 Spirometra sp	14
7.2.3.2 Mesocestoides sp	15
7.2.4 TREMATODOS	15
7.2.4.1 Alaria alata	15
7.3 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICOS DE ENDOPARASITOS	16
7.3.1. Examen directo	16
7.3.2 Técnica de flotación en solución salina	16
7.3.3 Método de sedimentación	17
7.3.4 Método de PCR	18
7.3.5 Método de Baermann	18
7.3.6 Método de Ritchie	19
7.3.7 Técnica Kato Katz	20
7.3.8 Método ELISA	20
8. VALIDACIÓN DE LAS PREGUNTAS CIENTÍFICAS	21
8.1 Hipótesis Nula	21
8.2 Hipótesis Alternativa	21
9. METODOLOGÍA Y DISEÑO EXPERIMENTAL	21
9.1 Área de Estudio	21
9.2 Permiso de investigación	22
9.3 Identificación de la población y muestra de estudio	22
9.4 Variables	22
9.5 Tipo de estudio	23

9.6 Metodología aplicada al campo	23
9.7 Captura y manejo	24
9.8 Fase de preservación de la muestra	25
9.9 Métodos empleados en laboratorio	25
10. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	
10.1 Prevalencia de los géneros parasitarios identificados mediante las técnicas de flotación	27
y sedimentación.....	28
10.2 Porcentaje de parasitismo según el método de recolección.....	29
10.3 Asociación entre variables ecológicas y presencia de parásitos	29
10.4 Discusión	34
11. IMPACTOS.....	37
11.1 Impacto Ambiental	37
11.2 Impacto Social	37
12. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	37
12.1 Conclusiones.....	37
13.2 Recomendaciones	38
14. BIBLIOGRAFÍA.....	38

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Actividades y Sistema De Tareas	5
---	---

INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Huevo de <i>Cystoisospora belli</i>	8
Figura 2 Huevo de <i>Sarcocystis</i> sp.....	8
Figura 3 Huevo de <i>Eimeria</i> sp	9
Figura 4 Huevo de <i>Hammondia</i> sp	9
Figura 5 Huevo de <i>Neospora</i> sp	10
Figura 6 Huevo de <i>Toxoplasma gondii</i>	10
Figura 7 Huevo de <i>Toxocara cati</i>	11
Figura 8 Huevo de <i>Toxocara Canis</i>	11
Figura 9 Huevo de <i>Toxocara leonina</i>	12
Figura 10 Huevo de <i>Ancylostoma caninum</i>	12
Figura 11 Huevo de <i>Capillaria hepática</i>	13
Figura 12 Huevo de <i>Uncinaria Stenocephala</i>	13
Figura 13 Huevo de <i>Spirocerca lupi</i>	14

Figura 14 Huevo de Trichuris sp	14
Figura 15 Huevos de Strongyloides sp	15
Figura 16 Huevo de Spirometra sp	15
Figura 17 Larvas de Mesocestoides sp	16
Figura 18 Alaria Alata	16
Figura 19 Distribución de las jaulas trampa y el lugar de recolección en los Ilinizas-Salmipamba.	22

INDICE DE GRAFICAS

Gráfica 1 Prevalencia de los géneros parasitarios identificados.	28
Gráfica 2 Porcentaje de casos según el método de recolección (captura vs senderos).....	29
Gráfica 3 Asociación entre la variable altitud y presencia de parásitos gastrointestinales.	30
Gráfica 4 Asociación entre la variable temperatura y presencia de parásitos gastrointestinales.	31
Gráfica 5 Asociación entre la variable humedad y presencia de parásitos gastrointestinales.	32
Gráfica 6 Asociación entre la consistencia de las heces y presencia de parásitos gastrointestinales.	33
Gráfica 7 Asociación entre la variable tipo de recolección y presencia de parásitos gastrointestinales.	34
Gráfica 8 Asociación entre la variable técnica y presencia de parásitos gastrointestinales	35

1. INFORMACIÓN GENERAL

Título del Proyecto:

Prevalencia de endoparásitos en el Zorro Andino mediante la técnica de flotación y sedimentación en Tanicuchí, Cotopaxi. **Fecha de inicio:** Abril del 2025

Fecha de finalización: Agosto del 2025

Lugar de ejecución: Parroquia Tanicuchí, Barrio Samilpamba, Provincia de Cotopaxi, “Reserva Ecológica los Illinizas”.

Facultad que auspicia:

Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales.

Carrera que auspicia:

Medicina Veterinaria.

Equipo de Trabajo:

MVZ. Vanessa del Rosario Herrera Yunga, Mtr. (Anexo 1)

Angelica Tatiana Mullo Lasluisa (Anexo 2) **Coordinador**

del Proyecto:

Nombre/s: Angelica Tatiana Mullo Lasluisa

Teléfonos: 0983826852

Correo electrónico: angelica.mullo2286@utc.edu.ec

Área de Conocimiento:

08 agricultura, silvicultura, pesca y veterinaria.

Línea de investigación:

Análisis, Conservación y Aprovechamiento de la Biodiversidad Local.

Línea de vinculación de la carrera:

Subárea 081 Agricultura,

Subárea Específica 0841 Veterinaria

2. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO

En los páramos andinos del Ecuador se encuentra una gran riqueza ecológica, que alberga una diversidad singular de flora y fauna con un papel fundamental en la estabilidad de los ecosistemas (1). Dentro de la biodiversidad, el zorro andino *Lycalopex culpaeus* (*L. culpaeus*) cumple una función ecológica clave como bioindicador de la salud ambiental en los páramos andinos, bosques templados (2).

Sin embargo, su población se ha visto vulnerada por distintos factores antrópicos, entre ellos la desaparición progresiva de sus hábitats debido: la expansión de la frontera agrícola, urbanización y la presión de actividades ganaderas (3) (4).

La presente investigación determinó la prevalencia de endoparásitos en el zorro andino *L. culpaeus*. La importancia de este estudio radica en la escasez de datos precisos y actualizados sobre los endoparásitos que afectan a esta especie en el Ecuador (5) (6). La identificación y análisis de endoparásitos mediante las técnicas coproparasitológicas como la flotación y la sedimentación representan recursos útiles y de fácil acceso para evaluar el estado sanitario de especies silvestres (7).

La detección de endoparásitos es una herramienta útil para evaluar la condición de salud de los individuos, comprender su capacidad de adaptación a los diferentes ecosistemas. Esta información es primordial para generar planes de conservación, manejo sanitario y monitoreo ecológico de hábitats alto andinos (8).

3. BENEFICIARIOS DEL PROYECTO

Directos

- Conjunto poblacional del zorro andino y biodiversidad circundante.
- Sociedad rural y sector agrícola de la parroquia de Tanicuchí.
- Especialistas en medicina veterinaria e investigadores comprometidos con la protección de la vida silvestre.

Indirectos

- Personas interesados en obtener información y profundizar en sus investigaciones.
- Estudiantes de la Carrera de Medicina Veterinaria.

4. EL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN:

En los ecosistemas los carnívoros desempeñan roles claves como reguladores de poblaciones de diversas especies que se hallan dentro de su dieta alimenticia, como roedores que podrían

llegar a convertirse en plagas (9). La estabilidad trófica se ve afectada por las diversas amenazas antropogénicas que sufren estas especies, entre estas amenazas encontramos el aumento de zonas agrícolas, el incremento de áreas pobladas y la caza indiscriminada (10), a esto se suma la interacción de animales domésticos con especies silvestres dando como resultado el contagio de ciertos tipos de parásitos como la *Toxocara Canis* detectada en el zorro colorado de la Patagonia *Pseudalopex culpaeus* (11). Una herramienta esencial para prevenir amenazas emergentes es el monitoreo sanitario que nos permita evaluar la integridad de los ecosistemas (12).

Estudios han demostrado que el zorro andino pueden albergar una variedad de parásitos gastrointestinales, incluyendo nematodos como *Toxocara sp.*, *Trichuris sp.*, *Ancylostomatidae* y cestodos como *Taenia sp.*, (13) (18). Esto sumando a su amplia variabilidad alimenticia lo convierte en un huésped clave y un diseminador accidental de diversos parásitos que pueden afectar negativamente a la fauna local, e incluso al mismo huésped no solo a su estado físico (14). Debido a su interacción con especies domésticas y silvestres, pueden actuar como vectores de patógenos, facilitando la transmisión de enfermedades entre poblaciones animales. La falta de información de la caracterización de *L. culpaeus* en el Ecuador enfrenta una limitación significativa debido a la escasez de estudios previos en el País (15). La ausencia de datos del proceso de toma de muestras directas de individuos capturados impide la comparación de análisis de la diversidad parasitaria y su consecuencia ecológica (16).

La ausencia de estudios enfocados específicamente en la identificación de parásitos que afectan a esta especie en Ecuador representa una limitación significativa para comprender su impacto en la salud poblacional (18). Aunque existen investigaciones sobre su ecología espacial, como el estudio del Doctor Castellanos sobre los patrones de movimiento del zorro andino en el Parque Nacional Cotopaxi, aún es escasa la información parasitológica detallada (19).

En la provincia de Cotopaxi, se han identificado distintos géneros de parásitos gastrointestinales mediante técnicas coproparasitológicas donde se realizó un análisis de 35 muestras fecales de zorro andino en el Páramo del Morro Pansache, parroquia de Aláquez, se llevó a cabo empleando los métodos coproparasitológicos de sedimentación y flotación. Gracias a la combinación de ambas técnicas se detectaron *nematodos no especificados* (11 %), *larvas de nematodos* (26 %), *Uncinaria sp.* (11 %), *Dipylidium sp.* (17 %), *Toxocara sp.* (3 %) y *Strongyloides sp.* (6 %) (18). Estos resultados subrayan la necesidad de generar datos específicos y sistematizados de cada individuo capturado para construir perfiles

epidemiológicos robustos y dinámicos, lo cual es crucial dado el potencial zoonótico de estos helmintos y la cercanía del zorro andino a las comunidades humanas de la zona (14).

5. OBJETIVOS:

Objetivo General

Determinar la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en el zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) mediante técnicas coproparasitológicas en la parroquia Tanicuchí, provincia de Cotopaxi.

Objetivos Específicos

- Estimar la prevalencia individual de los géneros parasitarios identificados mediante las técnicas de flotación y sedimentación.
- Comparar la prevalencia parasitaria según el método de recolección (captura directa vs. sendero).
- Evaluar la asociación entre las variables ecológicas (altitud, temperatura, humedad y características de las heces) y la presencia de géneros/clase parasitaria.

6. ACTIVIDADES Y SISTEMA DE TAREAS EN RELACIÓN A LOS OBJETIVOS PLANTEADOS

Tabla 1. Actividades y Sistema De Tareas

OBJETIVO	ACTIVIDAD	METODOLOGIA	RESULTADOS
Estimar la prevalencia individual de los géneros parasitarios identificados mediante las técnicas de flotación y sedimentación.	Obtención de heces fecales para el análisis en laboratorio.	Se analizaron las muestras mediante técnicas coproparasitológica parasitarias y se calculó la prevalencia de los y sedimentación. distintos géneros.	Se logró estimar la fecales prevalencia individual de los géneros parasitarios mediante la técnica de flotación y sedimentación.
Comparar la prevalencia parasitaria según el método de recolección (captura directa vs. sendero).	Recolección de muestras fecales de manera directa e indirecta para el análisis en laboratorio.	Identificación de la Se las prevalencia en la prevalencia según el diferentes método de recolección.	Se identificó de variaciones de los parásitos presentes en los métodos de recolección.
Evaluar la asociación entre las variables ecológicas (altitud, temperatura, humedad y características de las heces) y la presencia de géneros/clase parasitaria.	Establecer la vinculación entre las variables y la presencia de parásitos.	Determinar la relación de los resultados de la prevalencia de parásitos en cada una de las variables.	Se evidenció una asociación entre las variables ecológicas y la presencia de parásitos.

7. FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICO TÉCNICA

7.1 Generalidades del zorro andino

El *Lycalopex culpaeus*, es uno de los mayores cánidos de Sudamérica, pertenece al orden Carnívora y se encuentra distribuido en la Cordillera de los Andes. En el Ecuador reside en los pisos Alto andino y templado occidental y oriental por debajo de los 4.500m, dependiendo de la región, recibe nombres como zorro colorado, lobo andino o lobo de páramo (20).

7.1.1 Morfología

Es un canino de dimensiones medianas y estructura robusta con una longitud total de 170cm. Su cabeza y rostro son amplios, con una marcada apariencia triangular Su fórmula dental es de I 3/3, C 1/1, p 4/4, M 2/3 con un total de 42 piezas dentales. El peso de los machos puede oscilar hasta los 11,4kg mientras que las hembras 8,4 kg. Con un promedio de vida de 11 años en libertad. Su pelaje exhibe tonos marrón anaranjado en la cabeza, el cuello y las extremidades, mientras que en el lomo y la cola adquiere una tonalidad grisácea. La cola es larga y abundante, con el extremo frecuentemente de color negro. Al nacer, su cría tiene un pelaje más oscuro (21).

7.1.2 Rasgos conductuales

El culpeo es un animal solitario, aunque durante la época de reproducción ambos progenitores participan en el cuidado de las crías. Su actividad varía entre el día y la noche, dependiendo de las condiciones del entorno, y su conducta es oportunista. Generalmente, sale de su madriguera que suele estar formada por oquedades naturales en el suelo y troncos durante la noche, al amanecer o incluso en pleno día, según la región en la que se encuentre (22).

7.1.3 Reproducción

Esta especie presenta un ciclo reproductivo definido, con apareamientos que ocurren entre agosto y octubre, y una gestación anual de aproximadamente 55 a 60 días. Las hembras suelen formar vínculos estables con sus parejas para la crianza de las crías, desempeñando un rol activo en el cuidado mientras que los machos se encargan de la provisión de alimento. Las camadas constan de entre 3 y 8 cachorros, los cuales nacen con los ojos cerrados y un peso cercano a los 166-170 gramos. A los dos meses son destetados, y hacia los tres meses adquieren habilidades de caza, desarrollándose progresivamente hasta alcanzar la adultez a los siete meses y la madurez sexual al año de vida (17).

7.1.4 Alimentación

La dieta del zorro andino *Lycalopex culpaeus* está compuesta principalmente por mamíferos, que representan la mayor parte de su alimentación tanto en frecuencia (48,1%) como en biomasa (98,2%). Su presa más común es el conejo *Sylvilagus andinus*, que aporta la mayoría de la biomasa consumida. Además, complementa su alimentación con plantas (37,9%), invertebrados (11,6%), aves (1,5%) y reptiles (0,9%). Estos resultados confirman que los mamíferos son su fuente de alimento predominante, en línea con estudios previos realizados en la reserva ecológica los Ilinizas (14).

7.1.5 Hábitat y distribución en el País

El zorro andino habita principalmente en los bosques del sur de los Andes, prefiriendo áreas con espacios abiertos y pastizales altos, especialmente en ecosistemas con bosques nativos, reforestados, desiertos, cultivos y páramos. Es una especie altamente adaptable a diversas condiciones ambientales, pudiendo sobrevivir en altitudes de hasta 4800 metros sobre el nivel del mar, dependiendo de la disponibilidad de alimento (3).

7.2. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

7.2.1 PROTOZOOS

7.2.1.1 *Cystoisospora belli*

Su presencia ha sido reportada en centros de manejo de fauna silvestre y albergues caninos, lo que refuerza la necesidad de vigilancia epidemiológica en poblaciones animales en contacto con humanos. Taxonómicamente, *Cystoisospora belli* pertenece al Reino Protista, Filo Apicomplexa (23). *Cystoisospora belli* presenta tres etapas en su desarrollo: esquizontes, gamontes y ooquistes. Los esquizontes, inicialmente pequeños y redondeados, se multiplican dentro de la célula hospedera por división celular, formando merozoitos que pueden agruparse en estructuras similares a racimos de uvas (24). En la fase de gamontes ocurre la diferenciación sexual: los microgamontes liberan filamentos biflagelados, mientras que los macrogamontes son células ovoides con un solo núcleo. Finalmente, los ooquistes desarrollan una pared resistente y contienen dos esporocistos, cada uno con cuatro esporozoitos infectivos de forma ovoide o elipsoide, con dimensiones aproximadas de 10–40 μm de largo por 10–30 μm de ancho (25).



Figura 1 Huevo de *Cystoisospora belli*

Fuente: (26).

7.2.1.2 *Sarcocystis* sp

Sarcocystis es un protozoo intracelular, conocido como “túbulos de Miescher”, con morfología de banana y un tamaño promedio de 15–17 μm . Se localiza en quistes musculares y presenta una pared celular definida, derivada de la vacuola parasitófora. Sus ooquistes maduros

contienen dos esporocistos con cuatro esporozoitos cada uno. Este parásito tiene un ciclo heteroxeno, donde la reproducción asexual ocurre en el hospedador intermediario y la sexual en el definitivo (27). La transmisión se da por consumo de agua o tejidos contaminados. Aunque suele ser asintomático, se recomienda el uso de amprolio, salinomicina, pirimetamina y sulfadiazina para su control (28).



Figura 2 Huevo de *Sarcocystis* sp

Fuente: (29).

7.2.1.3 *Eimeria* sp

Eimeria es un protozoo del filo Apicomplexa, familia Eimeriidae, que causa coccidiosis en diversos animales, especialmente aves y mamíferos, tanto domésticos como silvestres (30). La familia Eimeriidae incluye más de 25 géneros, siendo *Eimeria* e *Isospora* los más relevantes, su ciclo biológico combina reproducción asexual (esquizogonia y esporogonia) y sexual (gametogonia). Tras la ingestión, los esporozoitos invaden el intestino, se desarrollan por fases asexuales y sexuales en las glándulas de Lieberkühn, y finalmente se forma un ooquiste de 18–25 μm que es eliminado y esporula externamente (31).



Figura 3 Huevo de *Eimeria* sp

Fuente: (32).

7.2.1.4 *Hammondia* sp

Hammondia es un protozoo intracelular del filo Apicomplexa, familia Sarcocystidae, estrechamente relacionado con *Toxoplasma gondii*. Establecido en 1975, incluye especies como *H. hammondi* (en felinos) y *H. heydorni* (en cánidos). Su ciclo de vida es heteroxeno, con reproducción sexual en el hospedador definitivo y fase asexual en hospedadores intermediarios como roedores o herbívoros (33). *Hammondia* spp., a diferencia de otros coccidios como

Toxoplasma gondii o *Isospora*, no se considera patógeno para sus hospedadores, ni definitivos (felinos o cánidos) ni intermediarios (roedores, rumiantes u otros mamíferos). Por lo tanto, no se han descrito signos clínicos específicos asociados a infecciones naturales por *Hammondia* spp., en medicina veterinaria (34).



Figura 4 Huevo de *Hammondia* sp

Fuente: (35).

7.2.1.5 *Neospora* sp

Neospora es un protozoo intracelular del filo Apicomplexa, familia Sarcocystidae. Su especie más relevante, *Neospora caninum*, identificada en 1988, causa encefalitis congénita en perros y afecta a diversos mamíferos, siendo de importancia veterinaria (36). *Neospora* sp., tiene un ciclo heteroxeno, con reproducción sexual en cánidos (perros, lobos, coyotes) y fase asexual en hospedadores intermediarios como bovinos y otros mamíferos. Los ooquistes, eliminados en las heces, miden 10–12 μm y contienen dos esporocistos con cuatro esporozoitos. En carnívoros infectados, los signos clínicos incluyen debilidad muscular, parálisis progresiva, ataxia, dificultad para caminar y, en casos graves, encefalitis (37).

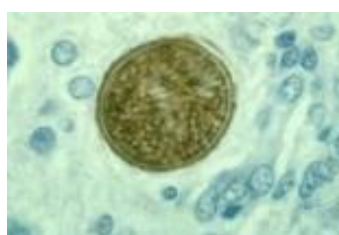


Figura 5 Huevo de *Neospora* sp

Fuente: (38).

7.2.1.6 *Toxoplasma gondii*

Toxoplasma gondii es un protozoo intracelular del filo Apicomplexa, único en su género, con amplia distribución mundial. Su ciclo incluye reproducción sexual en felinos y fase asexual en aves y mamíferos. Los taquizoítos, de forma de medialuna que miden entre 4–8 μm, se asocian a la fase aguda, mientras que los bradizoítos se alojan en quistes tisulares durante la fase crónica. Los ooquistes esporulados aproximadamente de 10–12 μm contienen dos esporocistos con cuatro esporozoítos. El diagnóstico se realiza mediante serología, PCR o histopatología, y el tratamiento incluye clindamicina (39).

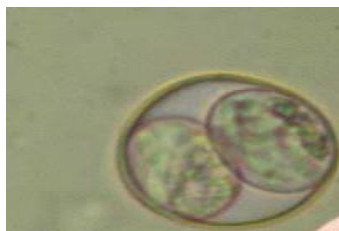


Figura 6 Huevo de *Toxoplasma gondii*

Fuente:(40).

7.2.2 NEMATODOS

7.2.2.1 *Toxocara cati*

Es un nematodo acaridae relacionado con varios tipos de ascárides. El ciclo biológico es similar al de *T. canis* los adultos se encuentran alojados en el intestino grueso, donde se liberan los huevos y se excretan mediante las heces, según las condiciones medioambientales se puede producir una larva estadio tres que infecta al huésped mediante ingesta, este migra y se desarrolló hasta su adultez en el intestino, en gestantes se puede llegar a las glándulas mamarias y ser transmitida a los descendientes, volviéndose la principal vía de transmisión. En su etapa adulta pueden medir de 6 cm a 10 cm fácilmente visibles los machos tienen una proyección corta en su extremo posterior y a machos y hembras tiene dos aletas en su extremo anterior la cuales tienen forma de punta (41).

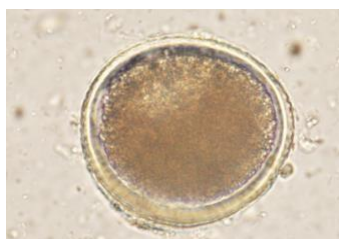


Figura 7 Huevo de *Toxocara cati*.

Fuente: (42).

7.2.2.2 *Toxocara Canis*

Nematodo digestivo de distribución cosmopolita y relevancia zoonótica, especialmente en contextos donde humanos conviven con perros, gatos y hospedadores silvestres como los zorros, representando un riesgo para la salud pública (43). Este parásito produce huevos de unos 85 μm con cubierta irregular. La infección en hospedadores puede ocurrir por vía transplacentaria, lactancia, ingestión de huevos embrionados o tejidos de hospedadores paraténicos. Las larvas 0.4 μm migran desde el intestino al hígado, corazón y pulmones, luego son deglutidas y retornan al intestino para completar su desarrollo a adultos 2–4 mm, tras la cópula, los huevos se eliminan en las heces (44). El tratamiento incluye antihelmínticos como albendazol o mebendazol, y corticosteroides en casos de compromiso ocular (45).

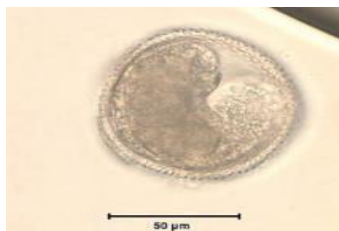


Figura 8 Huevo de *Toxocara Canis*

Fuente: (46).

7.2.2.3 *Toxocara leonina*

Nematodo ascarídeo de color crema o rosado, con boca trilabiada y a las cervicales alargadas. Su cuerpo es lanceolado y termina en forma cónica en ambos sexos (47). *Toxocara leonina* presenta dimorfismo sexual, con hembras de 6-10 cm y machos de 3-7 cm, estos últimos con dos espículas desiguales. Sus huevos son ovalados, transparentes, de pared lisa y gruesa, midiendo entre 70-80 μm . El ciclo es directo, aunque roedores pueden actuar como hospedadores paraténicos. Los huevos se eliminan en las heces y se vuelven infectivos en 4-6 días, dependiendo de la temperatura. Tras la ingestión de huevos embrionados o roedores infectados, las larvas migran por órganos y alcanzan la madurez en unos 28 días, iniciando la oviposición alrededor del días (48).

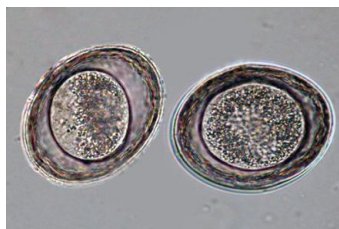


Figura 9 Huevo de *Toxocara leonina*

Fuente: (49).

7.2.2.4 *Ancylostoma caninum*

Ancylostoma caninum es un nematodo de cuerpo corto y robusto aproximadamente de 820 mm, con boca provista de dientes que le permiten fijarse al intestino. Los machos tienen lóbulos posteriores para la cópula, mientras que las hembras presentan una cola afilada. Tras la ingestión, las larvas migran y se establecen en el intestino, donde las hembras eliminan huevos por las heces entre 4 y 8 semanas después. En el ambiente, los huevos se desarrollan en larvas rhabditiformes y luego en filariformes infectantes. Los síntomas incluyen anemia, pérdida de peso, debilidad, lesiones intestinales y retraso en el crecimiento. El tratamiento incluye lactonas macrocíclicas como: ivermectina y benzimidazoles: como mebendazol o fenbendazol (50).

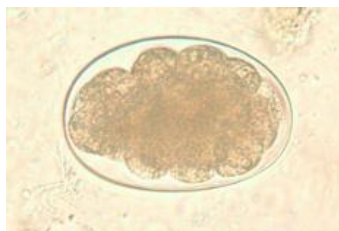


Figura 10 Huevo de *Ancylostoma caninum*

Fuente: (51).

7.2.2.5 Capillaria hepática

Capillaria es un nematodo filiforme de la familia Capillariidae, pequeño y blanquecino, con cuerpo estrecho en la parte anterior y más ancho en la posterior. Los machos miden unos 10 mm y poseen una espícula larga protegida por una vaina retráctil; las hembras alcanzan hasta 50 mm de longitud. La ovoposición ocurre en el hígado, formando cúmulos de huevos no embrionados, de forma ovalada con extremos claros y cubierta gruesa. Su ciclo involucra roedores y carnívoros, transmitiéndose por ingestión de huevos larvados en suelos, agua o alimentos contaminados. Las larvas migran desde el intestino al hígado, donde maduran en 18–20 días. Las hembras viven cerca de 59 días, los machos unos 40, y en algunos casos las larvas pueden alcanzar órganos como pulmones o riñones (52).

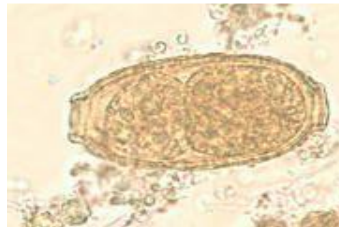


Figura 11 Huevo de *Capillaria hepática*

Fuente: (53)

7.2.2.6 Uncinaria Stenocephala

Nematodos hematófagos del género *Strongylida* presentan boca con piezas cortantes y miden cerca de 1 cm. Las hembras son cilindroides, rosadas, de 13 mm. Los huevos de *Uncinaria* son ovoides, de pared delgada, y miden 50µm por 40µm (54). Los huevos eliminados en las heces eclosionan en suelos húmedos en 1–2 días, liberando larvas rābditiformes que se desarrollan en 5-10 días hasta volverse infectantes. Al contacto órganos externos, penetran la piel y migran por sangre al corazón y pulmones, luego ascienden a la faringe, son deglutidas y llegan al intestino, donde maduran y se alimentan de sangre. El tratamiento incluye antihelmínticos como fenbendazol, moxidectina y pirantel (55).



Figura 12 Huevo de *Ucinaria Stenocephala*

Fuente: (56).

7.2.2.7 Spirocerca lupi

Este nematodo, de color rojo brillante (machos de 40 mm, hembras de 70 mm), causa granulomas en el esófago, aorta y ocasionalmente en el estómago de caninos. Su ciclo es indirecto: los huevos eliminados en heces son ingeridos por escarabajos coprófagos, donde se desarrollan hasta el estado infectante (57). Al ser ingeridos por el hospedador definitivo, las larvas migran desde el estómago hacia la aorta y esófago, formando fístulas en unas tres semanas. Los animales infectados presentan vómitos post-ingesta, pérdida de peso y, en casos raros, daño óseo. En zorros, la transmisión ocurre por contacto con otros cánidos. El tratamiento incluye lactonas macrocíclicas como doramectina, ivermectina y milbemicina-oxima (58).



Figura 13 Huevo de *Spirocerca lupi*

Fuente: (59).

7.2.2.8 Trichuris sp

Trichuris es un nematodo de la familia Trichuridae, con cuerpo filiforme en la parte anterior y engrosado en la posterior. Parasita el intestino grueso de mamíferos como perros, gatos, bovinos y especies silvestres como *Lycalopex culpaeus*. Sus huevos son altamente resistentes, permaneciendo viables por años en suelos húmedos y sombreados (60). *Trichuris sp.*, tiene un ciclo de vida directo: los huevos eliminados en heces maduran en el ambiente y se vuelven infectivos. Al ser ingeridos, las larvas eclosionan en el intestino delgado y migran al ciego y colon, donde se desarrollan. En el *Lycalopex culpaeus*, la infestación puede afectar su nutrición y función ecológica. Los síntomas incluyen diarrea, anemia y pérdida de peso. El diagnóstico se realiza por coproparasitología y el tratamiento con antihelmínticos como fenbendazol o mebendazol, ajustado a la especie y carga parasitaria (61).



Figura 14 Huevo de *Trichuris sp*

Fuente: (62)

7.2.2.9 Strongyloides sp

Parásito zoonótico que se aloja en el intestino delgado de carnívoros, causando estrogiloidosis. Afecta principalmente a animales jóvenes, provocando diarrea y malabsorción, con impacto negativo en su nutrición y salud general (63). El ciclo de *Strongyloide sp.*, inicia cuando la larva filariforme penetra la piel y migra por el sistema circulatorio hasta los pulmones, desde donde asciende por el tracto respiratorio y es deglutida, llegando al intestino delgado. Allí, tras dos mudas, las hembras adultas se reproducen por partenogénesis, generando entre 15 y 50 huevos diarios durante 12–28 días. Los huevos eclosionan rápidamente, formando larvas rabadiformes que, en casos de diarrea, pueden aparecer en las heces. Estas larvas siguen dos rutas: ciclo homogónico directo e indirecto, desarrollándose como gusanos de vida libre que se reproducen sexualmente. El parásito alterna entre ambos ciclos según las condiciones ambientales (64).



Figura 15 Huevos de *Strongyloides sp*

Fuente: (65).

7.2.3 CESTODOS

7.2.3.1 Spirometra sp

Spirometra es un cestodo zoonótico cuyo estadio larval, el espargano, puede alojarse en tejidos como el subcutáneo, ocular o cerebral (66). Su forma adulta vive en el intestino de carnívoros domésticos y silvestres, alcanzando hasta 53.3 cm. Los huevos operculados miden aproximadamente entre $60 \times 36 \mu\text{m}$ se eliminan por heces, y al llegar al agua evolucionan a coracidios, que son ingeridos por copépodos (*Cyclops*). Dentro de ellos se forma el procercoide, que luego se transforma en plerocercoide en hospedadores intermediarios como reptiles, aves

o mamíferos. Si este es consumido por un hospedador definitivo, el parásito se convierte en adulto (67).

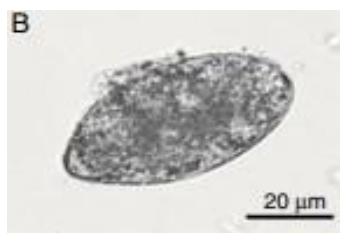


Figura 16 Huevo de *Spirometra sp*

Fuente: (68).

7.2.3.2 Mesocestoides sp

Mesocestoides es un género de cestodos del orden Cyclophyllidea que parasita el intestino delgado de carnívoros como zorros, chacales, perros y gatos. Las especies más comunes incluyen *M. leptothylacus*, *M. vogae* y *M. lineatus*. Su prevalencia varía según el hospedador, alcanzando hasta 81.8 % en zorros (69). Los adultos miden entre 12 y 200 cm, poseen escólex sin ganchos, con cuatro ventosas alargadas. Los proglótidos maduros tienen órganos reproductores completos y poro genital en la línea media dorsal. Los proglótidos grávidos (3–4 mm) contienen un órgano parauterino que almacena huevos ovales de 22–34 μm de largo por 15–18 μm de ancho (70).

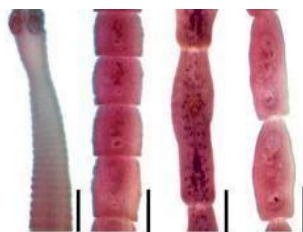


Figura 17 Larvas de *Mesocestoides sp*

Fuente: (72).

7.2.4 TREMATODOS

7.2.4.1 Alaria alata

Alaria alata es un trematodo digenético con potencial zoonótico que infecta principalmente cánidos silvestres como zorros y lince, aunque también puede encontrarse en gatos, mustélidos y humanos. Pertenece al filo Platyhelminthes y se caracteriza por un cuerpo de hasta 6 mm, dividido en una región anterior en forma de ala y una posterior cilíndrica. Sus huevos son ovalados, operculados, gris verdosos, y miden alrededor de $100 \times 65 \mu\text{m}$ (73). Su ciclo de vida es indirecto y complejo, involucrando caracoles acuáticos como hospedadores intermedios, donde se desarrollan cercarias a partir de miracidios. Estas cercarias infectan renacuajos o ranas,

transformándose en mesocercarias móviles. Al ser ingeridas por hospedadores definitivos o paraténicos (como jabalíes, aves o humanos), las mesocercarias migran a tejidos como músculos o grasa, donde pueden permanecer latentes por largos periodos (74).



Figura 18 Alaria Alata

Fuente: (74).

7.3 TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICOS DE ENDOPARASITOS

7.3.1. Examen directo

Este procedimiento es útil para observar protozoos móviles en muestras fecales, facilitando el diagnóstico parasitológico:

1. Sobre un portaobjetos limpio, coloca una gota de solución salina templada (8.5 g de NaCl en 1000 mL de agua destilada, a 38–40 °C).
2. Toma una pequeña porción de materia fecal fresca (preferiblemente del centro) con un aplicador desechable y mézclala con la solución hasta formar una película delgada y translúcida.
3. Para mejorar la visualización de estructuras internas, añade una gota de Lugol (2.5 g de yodo + 5.0 g de yoduro de potasio en 50 mL de agua destilada).
4. Cubre con un cubreobjetos, evitando burbujas de aire.
5. Observa al microscopio óptico, comenzando con el objetivo 10x y luego 40x para identificar trofozoítos o quistes (75).

7.3.2 Técnica de flotación en solución salina

Este método de flotación con solución salina saturada permite separar quistes de protozoos y huevos de helmintos, reduciendo residuos y facilitando la observación microscópica. Para obtener resultados precisos, se recomienda usar muestras fecales frescas y considerar variables como temperatura, humedad y altitud del lugar de recolección (76).

1. Prepara una solución salina saturada disolviendo sal en agua destilada hasta que no se disuelva más. Puedes añadir azúcar para aumentar la densidad y mejorar la flotación.

2. Coloca una gradilla en una superficie estable y acomoda un tubo de ensayo limpio y seco.
3. Toma una porción de muestra fecal fresca con gasa estéril y colócala en el tubo.
4. Añade solución salina saturada y mezcla bien con una varilla hasta obtener una suspensión homogénea.
5. Llena el tubo hasta el borde, formando un menisco convexo.
6. Coloca un portaobjetos limpio sobre el borde del tubo, asegurando contacto con el menisco y evitando burbujas.
7. Deja reposar de 15 a 20 minutos para que los huevos asciendan y se adhieran al portaobjetos.
8. Retira el portaobjetos, añade una gota de Lugol para mejorar el contraste.
9. Cubre con un cubreobjetos sin presionar y observa al microscopio, iniciando con 10x y aumentando hasta 40x.

Factores como la densidad del medio (por ejemplo, sulfato de zinc) pueden influir en la eficacia del diagnóstico (77).

7.3.3 Método de sedimentación

El método de sedimentación permite concentrar quistes, huevos y larvas presentes en heces mediante gravedad, siendo ideal para detectar formas parasitarias pesadas como trematodos, cestodos pseudofilídeos, amebas y ciliados. Su principal ventaja es conservar la integridad estructural de los elementos parasitarios (75).

1. Mezcla varios gramos de heces frescas con agua destilada en un recipiente limpio hasta lograr una suspensión homogénea.
2. Filtra la mezcla con gasa doble sobre una copa de vidrio de 500 cc y llena con agua hasta 2.5 cm del borde.
3. Añade 2–3 gotas de Azul de Metileno o Verde Malaquita para teñir detritos vegetales y facilitar la observación. Deja reposar 30–40 minutos para que los elementos parasitarios sedimenten.
4. Elimina el sobrenadante con pipeta o decantación lenta hasta los 100 cc, rellena con agua y repite el lavado 3–4 veces hasta obtener un sedimento claro.
5. Extrae al menos 9 gotas del sedimento con pipeta Pasteur y colócalas sobre portaobjetos limpios.
6. Cubre cada gota con laminillas de celofán (22 × 22 mm o 22 × 30 mm) para distribuir la muestra uniformemente.

7. Observa al microscopio óptico, iniciando con 10x y aumentando hasta 40x para identificar formas parasitarias (77).

7.3.4 Método de PCR

La PCR es una técnica esencial en el diagnóstico parasitológico, ya que permite amplificar secuencias específicas de ADN del parásito incluso en muestras con baja carga parasitaria. Se aplica a sangre, tejidos, heces y otros fluidos, mediante tres fases cíclicas: desnaturalización del ADN, alineamiento de cebadores y extensión por ADN polimerasa (75).

Procesamiento:

1. Prepara el área de trabajo y organiza los tubos PCR en una gradilla con puntas estériles. Esteriliza previamente los instrumentos reutilizados.
2. Calcula el número de reacciones (muestras y controles) y prepara la mezcla maestra con Taq polimerasa, dNTPs, tampón, agua ultrapura y primers específicos.
3. Distribuye la mezcla en los tubos PCR y añade el ADN de las muestras o estándar. Mezcla suavemente.
4. Sella los tubos, colócalos en el termociclador y programa las fases térmicas según los primers: desnaturalización, alineamiento, extensión y extensión final.
5. Realiza electroforesis en gel de agarosa al 1% con tampón TAE y colorante. Carga las muestras junto a un marcador de peso molecular.
6. Visualiza los resultados en un transiluminador: la presencia de bandas en la posición esperada confirma la amplificación del ADN parasitario (78).

7.3.5 Método de Baermann

El método de Baermann es clave para detectar larvas vivas de nematodos en heces frescas, especialmente en infecciones por *Strongyloides stercoralis*, *Crenosoma vulpis*, *Aelurostrongylus abstrusus* y otros nematodos pulmonares o intestinales. Se basa en la migración activa de larvas hacia un medio acuoso, estimuladas por el calor y la gravedad (75).

Procedimiento:

1. Ensambla el dispositivo con un embudo y manguera con pinza, asegurando que no haya fugas.
2. Coloca 5–10 g de heces frescas sobre gasa quirúrgica doblada, formando un paquete firme.

3. Añade un papel filtro en el fondo del embudo para evitar el paso de sólidos.
4. Llena el embudo con agua tibia (37 °C) hasta cubrir la muestra, favoreciendo la migración larval.
5. Coloca una fuente de luz cerca para generar un gradiente térmico. Deja reposar por una hora, manteniendo la muestra húmeda.
6. Abre la pinza y recolecta el líquido sedimentado con una pipeta Pasteur. Puedes transferirlo a una caja de Petri.
7. Si se requiere concentración, centrifuga a 3000 rpm por 5 minutos y conserva 0.5 cm de sedimento.
8. Examina el sedimento al microscopio óptico, con o sin tinción (como Lugol) para mejorar el contraste (79).

7.3.6 Método de Ritchie

La técnica de concentración por sedimentación en formol es eficaz para detectar huevos, larvas y quistes en heces, especialmente útil en casos de baja carga parasitaria o infecciones múltiples. El formol disuelve grasas y residuos, preservando la morfología parasitaria y facilitando la observación microscópica. Es aplicable en animales silvestres para diagnosticar parásitos como *Toxocara canis*, *Ancylostoma spp.*, *Giardia spp.* y *Trichuris vulpis* (80).

Procedimiento:

1. Mezcla 1–2 g de heces con 8 mL de solución fisiológica en un tubo de ensayo. Homogeneiza y centrifuga a 2000 rpm por 2–3 minutos.
2. Elimina el sobrenadante y repite el lavado hasta obtener un líquido claro.
3. Añade 6 mL de formol al 10%, agita y deja reposar 5 minutos. Luego agrega 3 mL de éter, tapa y agita vigorosamente.
4. Deja sedimentar, retira las capas superiores y conserva el sedimento. Centrifuga nuevamente a 2000–3000 rpm por 3 minutos.
5. Coloca una gota de Lugol en un portaobjetos, añade el sedimento, mezcla y cubre con un cubreobjetos para observar al microscopio (81).

7.3.7 Técnica Kato Katz

Esta técnica coproparasitológica es ampliamente utilizada para detectar y cuantificar huevos de helmintos en heces, especialmente útil en el monitoreo de geohelmintiasis y esquistosomiasis (82).

Procedimiento:

1. Tamiza 1 g de heces con malla fina (metal, organza o nylon estéril) para eliminar residuos y obtener una muestra homogénea.
2. Extiende la muestra sobre un portaobjetos limpio y cúbrela con papel celofán (2 × 3 cm) impregnado en solución glicerizada con verde malaquita, que aclara el fondo y tiñe los huevos.
3. Comprime suavemente con un prensador o tapón de goma para distribuir la muestra uniformemente. Deja reposar 30 minutos para que la glicerina se evapore y los huevos se tiñan, facilitando su observación al microscopio (83).

7.3.8 Método ELISA

Se basa en la identificación de antígenos específicos del parásito en muestras como suero, plasma, leche o heces, y se ha aplicado en el diagnóstico de *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium spp.*, *Echinococcus granulosus* y *Dirofilaria immitis*. Su uso mejora la detección de infecciones crónicas y reduce falsos negativos (84).

Procedimiento:

1. Se utilizan placas de microtitulación recubiertas con antígenos o anticuerpos, según el tipo de ELISA, y se añade la muestra biológica para incubación.
2. Se realiza un lavado con solución tampón (como PBS-Tween) para eliminar componentes no unidos.
3. Se agrega un anticuerpo secundario conjugado con enzima (ej. peroxidasa) y se incuba para permitir su unión al complejo inmunológico.
4. Se efectúa un segundo lavado para retirar el exceso de conjugado.
5. Se añade un sustrato cromogénico (como TMB), que reacciona con la enzima generando un cambio de color proporcional al contenido inmunológico.
6. Se detiene la reacción con una solución ácida (como H₂SO₄ diluido).

7. Se mide la absorbancia a 450 nm en un lector de microplacas, comparando con controles para interpretar la presencia e intensidad de la infección (85).

8. VALIDACIÓN DE LAS PREGUNTAS CIENTÍFICAS

8.1 Hipótesis Nula

Mediante las técnicas de flotación y sedimentación no se detecta prevalencia significativa de endoparásitos en el zorro andino.

8.2 Hipótesis Alternativa

Mediante las técnicas de flotación y sedimentación se detecta una prevalencia significativa de endoparásitos en el zorro andino.

De acuerdo con los resultados obtenidos mediante la aplicación de las técnicas coprológicas de flotación y sedimentación se valida la hipótesis alternativa ya que se identificó la presencia de diversos géneros de endoparásitos en el zorro andino.

9. METODOLOGÍA Y DISEÑO EXPERIMENTAL

9.1 Área de Estudio

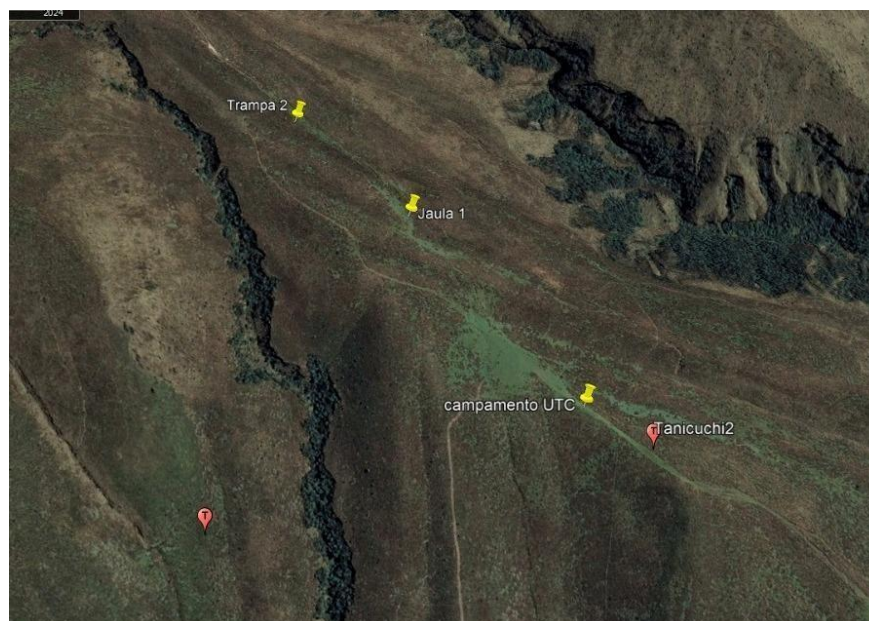


Figura 19 Distribución de las jaulas trampa y el lugar de recolección en los Ilinizas-Salmipamba. Fuente: Gaia maps

El estudio se realizó en el barrio de Salmipamba que forma parte de Tanicuchi en el páramo de la reserva ecológica Ilinizas situada en la provincia de Cotopaxi (86).

9.1.1 Situación meteorológica

La Reserva Ecológica Ilinizas abarca 149.900 hectáreas y se extiende desde la provincia de Cotopaxi hasta Pichincha. Dentro de este territorio se encuentran los Iliniza Norte, conocido como Tioniza, con una altitud de 5.166 m.s.n.m., identificado como "hembra" por las comunidades indígenas, y el Iliniza Sur, denominado Iliniza, con 5.305 m.s.n.m., considerado "macho". Este ecosistema alberga una gran diversidad de flora, incluyendo bromelias, aliso y arrayán, además de una notable fauna autóctona. Entre los animales característicos de la zona destacan el conejo de páramo, oso de anteojos, lobo de páramo y el cóndor andino, especies emblemáticas de los Andes ecuatorianos. Su clima es moderado, con temperaturas que varían entre los 15°C a 8°C (87).

9.2 Permiso de investigación

Antes de iniciar las actividades de campo, se gestionó y obtuvo el permiso correspondiente para la investigación científica, otorgado por el Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE), en cumplimiento con la normativa ecuatoriana vigente sobre recolección de fauna silvestre (88).

9.3 Identificación de la población y muestra de estudio

9.2.1 Población y Muestra

El número total de muestras analizadas durante el periodo de Abril a Octubre de 2025 se analizaron un total de 21 muestras: 3 procedentes de ejemplares capturados y 12 recolectadas en senderos.

9.4 Variables

Elevación: Esta variable fue registrada en una bitácora mediante el uso de aplicaciones tecnológicas especializadas en mapeo geográfico y datos meteorológicos en la fecha y ubicación exactas de la toma de cada muestra. Para su análisis, los valores de altitud se agruparon en dos categorías: <3979 m s.n.m. y de >3979 m s.n.m.

Temperatura: Esta variable fue registrada en una bitácora mediante el uso de aplicaciones tecnológicas especializadas en mapeo geográfico y datos meteorológicos en la fecha y ubicación exactas de la toma de cada muestra. Para su análisis, los valores de altitud se agruparon en dos categorías: <9°C y de >9°C en adelante.

Humedad: Esta variable fue registrada en una bitácora mediante el uso de aplicaciones tecnológicas especializadas en mapeo geográfico y datos meteorológicos en la fecha y

ubicación exactas de la toma de cada muestra. Para su análisis, los valores de altitud se agruparon en dos categorías: < 83% una humedad baja y de >83% un humedad corta.

Textura de heces: La textura de las heces fue evaluada visualmente y clasificada dentro de un rango que abarcó la consistencia sólida y semilíquida. Registradas en una bitácora cada que se analizaba la muestras.

Tipo de recolección: Las muestras fecales fueron recolectadas dentro de un rango que incluyó recolección rectal directa y recolección indirecta en senderos que se registraron el momento de la captura y del recorrido por los mismos.

9.5 Tipo de estudio

El presente estudio adopta un enfoque cuantitativo con un diseño observacional del tipo descriptivo y de corte trasversal.

Cuantitativo: Debido al análisis numérico y los datos obtenidos, en relación con la prevalencia de parásitos y las variables estudias, además por la aplicación de programas para tabulación de datos descriptivos y también por el agrupamiento de estos datos en gráficos y tablas que representen aquellos hallazgos (89).

Descriptivo: Ya que no solo busca determinar la prevalencia de distintos géneros parasitarios gastrointestinales, sino también busca describir la frecuencia y distribución según diversas variables como altitud, temperatura, humedad, consistencias de heces y tipo de recolección (90).

Trasversal: Debido a que la investigación se desarrolló en un determinado periodo de tiempo, apoyado por permisos entregados por el ministerio de ambiente donde consta que se puede realizar el estudio desde el mes de febrero hasta el mes de Julio del año 2025 (91).

9.6 Metodología aplicada al campo

9.6.1 Detección de presencia del zorro andino

Con el objetivo de confirmar la presencia del *Lycalopex culpaeus* en el área de estudio se combinaron dos enfoques. Primero, se recorrieron transectos lineales en lugares seleccionados según antecedentes de actividad y registros de foto-trampeo, buscando rastros (huellas, excretas y restos alimenticios) que se documentaron mediante fotografías. En el área, se instalaron cámaras trampa con sensores de movimiento en puntos estratégicos, lo que aportó imágenes directas del zorro andino.

9.6.2 Colocación y cebado de trampas

Los especímenes fueron capturados mediante trampas tipo jaula elaborada en acero inoxidable equipada con un mecanismo de cierre tipo guillotina, asegurando una contención eficaz y segura para los animales durante la manipulación veterinaria y la toma de muestras. Las trampas tipo jaula fueron ubicadas en puntos estratégicos del área de estudio, seleccionados con base en registros previos de actividad de *L. culpaeus*. Cada trampa fue instalada sobre terreno nivelado y con cobertura vegetal, lo que facilitó su camuflaje y redujo el estrés en los ejemplares capturados. Durante los tres primeros meses de muestreo, se utilizó como cebo una combinación de pollo asado y huevos de gallina, seleccionados por su fuerte atracción olfativa para carnívoros silvestres. Estos cebos fueron colocados en el interior de la trampa y fijados con hilo de cometa, asegurando su estabilidad y evitando su desplazamiento o extracción parcial por parte de otros animales. A partir del cuarto mes y hasta el final del estudio, se mantuvo el mismo protocolo de cebado, ajustando la frecuencia de reposición cada semana del cebo.

9.7 Captura y manejo

9.7.1 Contención Física

Para la captura del zorro andino *Lycalopex culpaeus*, se utilizó trampas de captura en vivo, específicamente con el modelo Iznachi, diseñada para retener temporalmente al individuo sin causarle daño. Esta trampa tiene una estructura rectangular con una única puerta, la cual se activa mediante una piola amarrada al seguro. Cuando el individuo jala el cebo ubicado en el extremo opuesto, el mecanismo se activa, provocando que la reja caiga y cierre completamente el paso de salida, atrapando al animal de manera efectiva y segura. Antes de la instalación, se realizó pruebas de funcionamiento para asegurar la efectividad del dispositivo y minimizar cualquier riesgo.

9.7.2 Contención Química

Una vez que el zorro andino fue capturado, se empleó estrictos protocolos de manejo de fauna silvestre, evitando la manipulación directa del individuo a menos que estuviera profundamente anestesiado, conforme a los procedimientos establecidos en los protocolos de bienestar animal.

9.7.3 Evaluación Clínica

9.7.4 Toma de muestra de heces directa

Para la obtención de muestras de heces del zorro andino *L. culpaeus*, se realizó un procedimiento de recolección directa para garantizar la calidad y frescura de la muestra, permitiendo un análisis más preciso.

Tras la captura del individuo, se siguieron estrictos protocolos de manejo para minimizar el estrés y evitar alteraciones en su comportamiento natural. La toma de la muestra fecal se efectuó mediante la extracción directa desde el ano, utilizando materiales estériles y técnicas adecuadas que aseguraron la integridad de la muestra. Durante el procedimiento, se tomaron medidas de bioseguridad tanto para la protección del individuo como para la seguridad del equipo de investigación.

9.8 Fase de preservación de la muestra

Las muestras fueron almacenadas en kits recolectores de heces, debidamente numeradas y colocadas en un cooler con gel refrigerante. Este procedimiento permitió mantenerlas a una temperatura constante de 4 °C, garantizando su óptima conservación durante el traslado al laboratorio. Del total de 21 muestras recolectadas, tres provinieron directamente de individuos capturados. La primera muestra fue enviada al laboratorio de la Universidad Técnica de Cotopaxi (UTC) y al Laboratorio San Francisco; la segunda fue procesada en las instalaciones de la UTC; mientras que la tercera fue analizada en los laboratorios de la UTC, la Universidad Central del Ecuador (UCE) y LIVEXLAB. Por otra parte, las 18 muestras recolectadas en senderos fueron procesadas en los laboratorios de la UTC, de las cuales seis también fueron enviadas a LIVEXLAB, donde se realizaron análisis complementarios para incrementar la confiabilidad de los resultados.

9.9 Métodos empleados en laboratorio

Se utilizaron las instalaciones del laboratorio de microbiología en la clínica de la Universidad Técnica De Cotopaxi, en el presente laboratorio se utilizaron los distintos métodos coproparasitológicos para la detección de endoparásitos.

9.9.1 Método directo con yoduro de Lugol

1. Con ayuda de un palillo de madera estéril, tomamos una pequeña porción de materia fecal fresca, preferentemente del centro de la muestra, para asegurar su representatividad.
2. Deposita la muestra sobre un portaobjetos limpio y seco.
3. Añade una o dos gotas de solución de yoduro de Lugol directamente sobre la muestra, y con el mismo palillo realiza una mezcla suave hasta obtener una emulsión homogénea.
4. Retira los excesos de material fecal que pudieran obstaculizar la visualización, asegurando una capa delgada y semitransparente.

5. Coloca cuidadosamente un cubreobjetos sobre la preparación, evitando la formación de burbujas de aire.
6. Coloca el preparado en la platina del microscopio óptico, y asegúralo con las pinzas.
7. Observa la muestra utilizando el objetivo de 10x, y luego aumenta progresivamente hasta 40x, ajustando la intensidad de luz según preferencia, para identificar quistes, trofozoítos u otras estructuras parasitarias (92).

9.9.2 Método de flotación con solución azucarada de Sheather

1. Con ayuda de una cuchara estéril y una gramera, toma de 3 a 4 gramos de heces frescas y colócalas en un vaso plástico rotulado.
2. Agrega 10 ml de solución azucarada de Sheather (cloruro de sodio + sacarosa disuelto en agua destilada) al vaso y homogeneiza vigorosamente la muestra utilizando una varilla de vidrio estéril durante un minuto.
3. Deja reposar la suspensión durante 6 horas a temperatura ambiente para permitir que las partículas más ligeras asciendan y los elementos parasitarios floten hacia la superficie.
4. Filtra la mezcla utilizando una gasa estéril colocada sobre un cernidor plástico, de modo que los sólidos gruesos se retengan y el líquido clarificado sea transferido a otro vaso.
5. Transfiere con cuidado la fase líquida a un tubo de ensayo limpio, llenándolo hasta la boquilla sin provocar desbordamiento.
6. Coloca un cubreobjetos de 22x22 mm sobre la boquilla del tubo, asegurándote de que el borde del cubreobjetos toque el menisco para que los huevos y ooquistes asciendan por tensión superficial. Dejar reposar en posición vertical durante toda la noche.
7. Al día siguiente, retira cuidadosamente el cubreobjetos con una pinza estéril y colócalo directamente sobre un portaobjetos limpio, con el lado adherido al menisco hacia abajo.
8. Añade una gota de yoduro de Lugol sobre la preparación, mezcla suavemente con un palillo de madera estéril, y coloca un nuevo cubreobjetos para sellar la muestra.
9. Examina la preparación bajo un microscopio óptico eléctrico, comenzando con el objetivo de 10x y aumentando hasta 40x según necesidad, ajustando la intensidad lumínica para mejorar la observación de quistes, huevos o larvas (93).

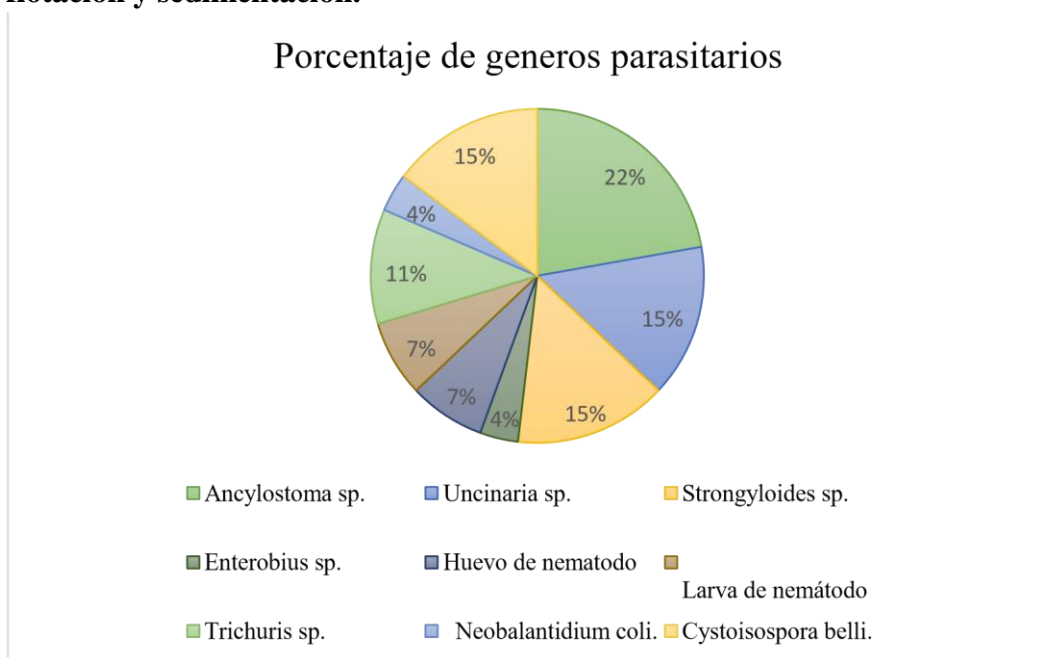
9.8.3 Método de sedimentación

1. Se pesaron cuidadosamente 3 a 4 gramos de heces frescas utilizando una gramera digital, y se depositaron en un vaso plástico estéril rotulado.
2. Se añadieron 10 ml de agua destilada, mezclando con una varilla de vidrio hasta obtener una suspensión homogénea.
3. La mezcla se dejó reposar entre 6 y 7 horas, permitiendo que los residuos sedimenten parcialmente.
4. Se procedió a la filtración usando gasas estériles y un cernidor plástico, eliminando los restos gruesos y conservando el líquido clarificado en otro vaso limpio.
5. El material líquido fue transferido a un tubo de ensayo sin llenarlo completamente, y se selló para evitar derrames.
6. El tubo se centrifugó a 10 000 R.P.M durante 10 minutos para concentrar los elementos parasitarios.
7. Se eliminó con cuidado el sobrenadante, dejando únicamente el sedimento en el fondo del tubo.
8. Se adicionaron 2 ml de solución saturada de sulfato de zinc al sedimento y se mezcló completamente hasta disolverlo.
9. A continuación, se incorporó 1 ml adicional de la misma solución y se agitó nuevamente.
10. El tubo fue centrifugado por segunda vez a 10 000 R.P.M durante 10 minutos.
11. Finalizado el proceso, se retiró cuidadosamente la tapa y se recuperó la película superficial con una varilla de laboratorio estéril.
12. Esta fracción fue colocada sobre un portaobjetos limpio, y se añadió una gota de yoduro de Lugol como contraste.
13. Finalmente, se observó la preparación bajo un microscopio óptico eléctrico, utilizando objetivos de 10x a 40x, con ajuste de luz según preferencia, para identificar ooquistes, huevos y larvas parasitarias con alta sensibilidad (94).

10. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

10.1 Prevalencia de los géneros parasitarios identificados mediante las técnicas de

flotación y sedimentación.



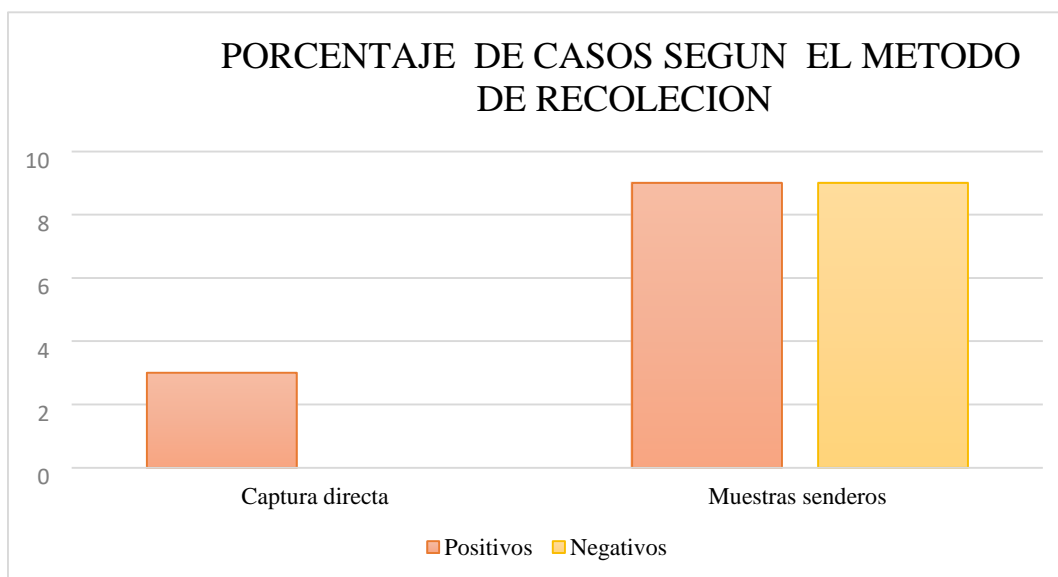
Gráfica 1 Prevalencia de los géneros parasitarios identificados.

En la gráfica 1 se observa la prevalencia de los diferentes géneros y clases de parásitos identificados en la presente investigación, mediante las técnicas de flotación y sedimentación, así como la segregación por cantidad representada en porcentajes, siendo el de mayor prevalencia *Ancylostoma sp.*, con 22 %, así mismo las clases *Uncinaria sp*, *Strongyloides sp* y *Cystoisospora belli* que se presentan cada una con un 15% de prevalencia, mientras que la clase *Ancylostoma sp.*, se manifiesta con un 11%, de igual manera las *larvas de nematodo* y los *huevos de nematodo* con un 7% , finalmente encontramos que el *Neobalantidium coli* y *Enterobius sp.*, con un 4% de prevalencia cada una.

10.2 Porcentaje de parasitismo según el método de recolección.

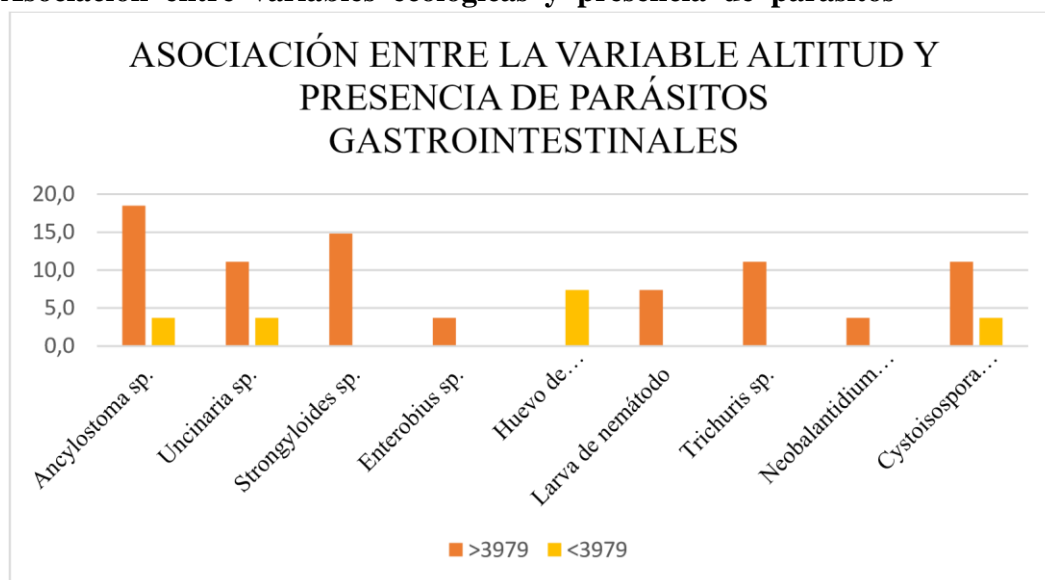
Gráfica 2 Porcentaje de casos según el método de recolección (captura vs senderos).

La gráfica 2. Nos indica los resultados obtenidos respecto a la prevalencia parasitaria en relación con el método de recolección, en donde Las muestras realizadas a individuos capturados nos da un 100% de prevalencia debido a que las 3 muestras nos dieron resultados positivos mientras que las muestras tomadas en senderos nos dieron una prevalencia del 50% ya que 9 casos fueron



positivos y el restante negativo.

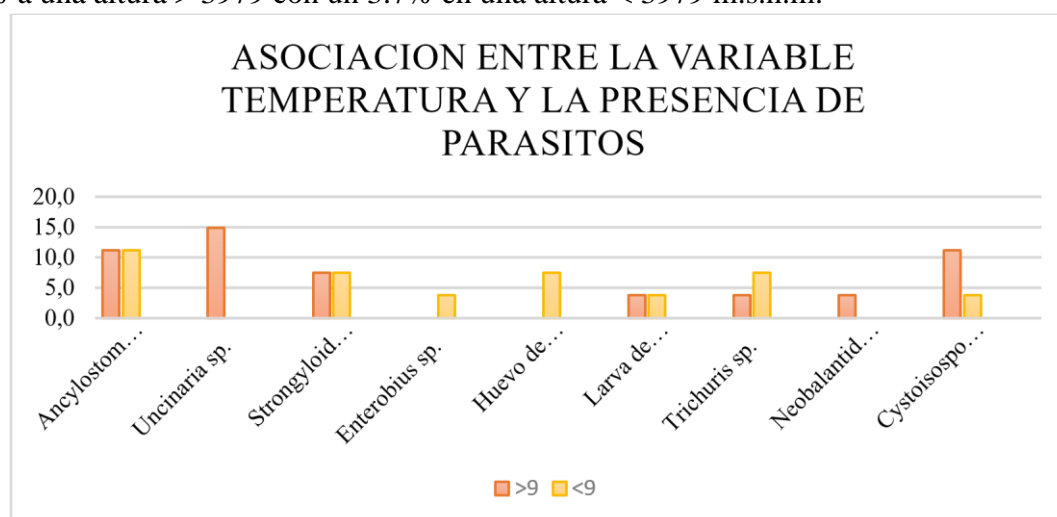
10.3 Asociación entre variables ecológicas y presencia de parásitos



Gráfica 3 Asociación entre la variable altitud y presencia de parásitos gastrointestinales.

Gráfica 3. Nos muestra los resultados que se obtuvieron respecto a los géneros parasitarios relacionados a la variable altitud de un total de 12 casos positivos donde se hallaron un total de

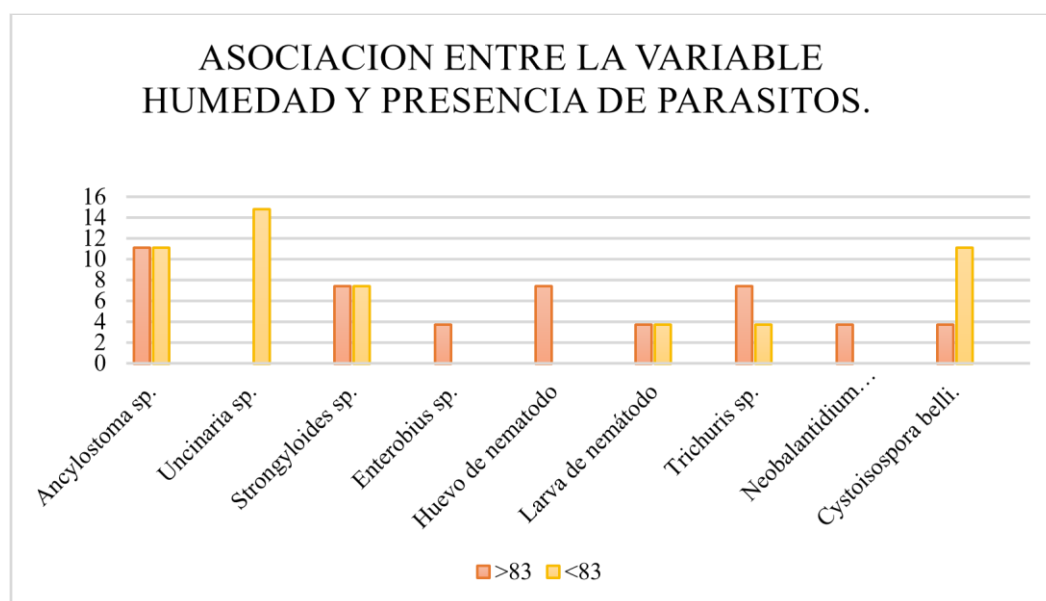
27 casos, dándonos como resultado que el género *Ancylostoma sp* exhibe un 18, 5 % de casos positivos a una altura > 3979 m.s.n.m. y el 3.7% en una altitud <3379 m.s.n.m. Así mismo en el género *Uncinaria sp.*, manifestó un 11.1 % en alturas >3979 m.s.n.m. mientras que el 3.7% se dieron en una altura <3979 m.s.n.m, también que el género *Strongyloides sp.* Se hallaron en una altura > 39799 m.s.n.m. y no se encontraron a alturas menores. Por otro lado, los *Enterobius sp.*, 14.8% se encontraron un 3.7% a una altura > 3979 m.s.n.m y no se encontraron a alturas menores. Mientras que los huevos de nematodos no se hallaron en alturas > 3979 m.s.n.m. pero si un 7.4% en una altura <3979 m.s.n.m. *Las larvas de nematodo* se presentaron en un 7.4% en una altura >3979 m.s.n.m y no se encontraron a alturas menores. También en el género *Neobalantidium coli* se obtuvo una presencia de 3.7% a una altura >3979 m.s.n.m. sin resultados en alturas menores, Sin embargo, en el género *Cystoisospora sp.*, se presentó con un 11.1% a una altura > 3979 con un 3.7% en una altura < 3979 m.s.n.m.



Gráfica 4 Asociación entre la variable temperatura y presencia de parásitos gastrointestinales.

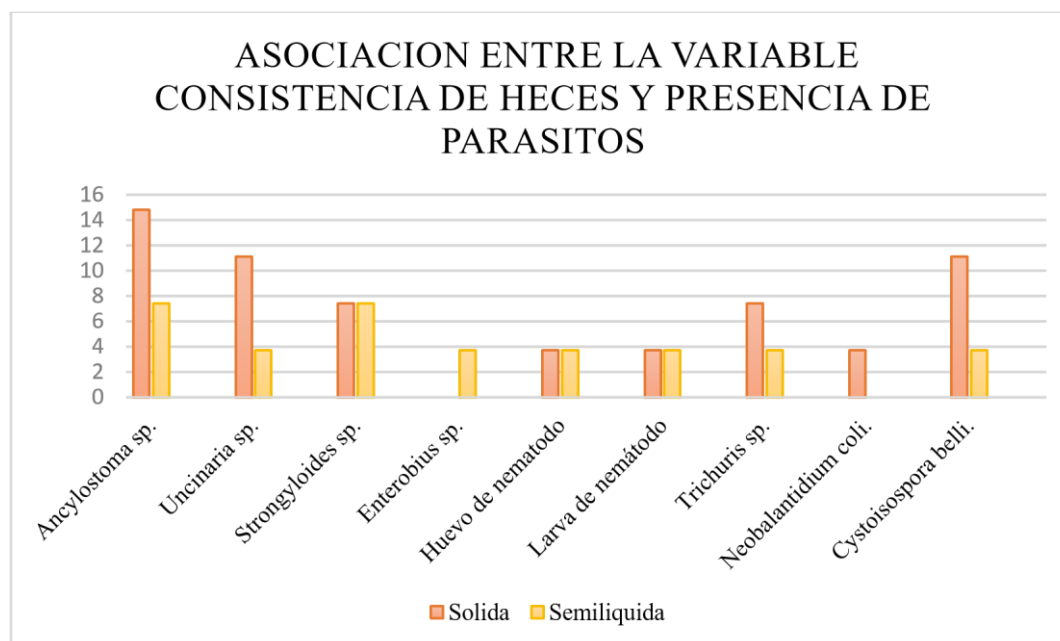
Gráfica 4. Representa los resultados hallados sobre la presencia de parásitos gastrointestinales en función de la variable temperatura, considerando un total de 27 casos., donde el género *Ancylostoma sp.*, con el 11,1% fueron casos presentes en temperaturas <9°C y un 11,1% en temperatura >9°C. De modo que el género *Uncinaria sp.*, el 14,8% de los casos se presentaron en temperaturas >9°C. Asimismo en el género *Strongyloides sp.*, el 7,4% de los casos se presentó en temperatura > 9°C y el 7,4% en temperaturas <9°C. En el género *Enterobius sp.*, el 3,7% de los casos se presentaron en temperaturas <9°C. Huevos de nematodos manifiestan el 7,4% en temperatura <9°C. Así también encontramos Larvas de nematodos con 3,7% en temperatura >9°C y 3,7% en temperaturas <9°C. Se evidencia que se encontró casos de *Trichuris sp.*, donde el 3,7% pertenece a temperaturas >9°C y el 7,4 pertenece a temperaturas

<9°C. *Neobalantidium coli* manifiesta un 3,7% a temperaturas >9°C. Finalmente *Cystoisospora belli* donde el 11,1% pertenece al temperaturas >9°C y el 3,7% pertenece >9°C.



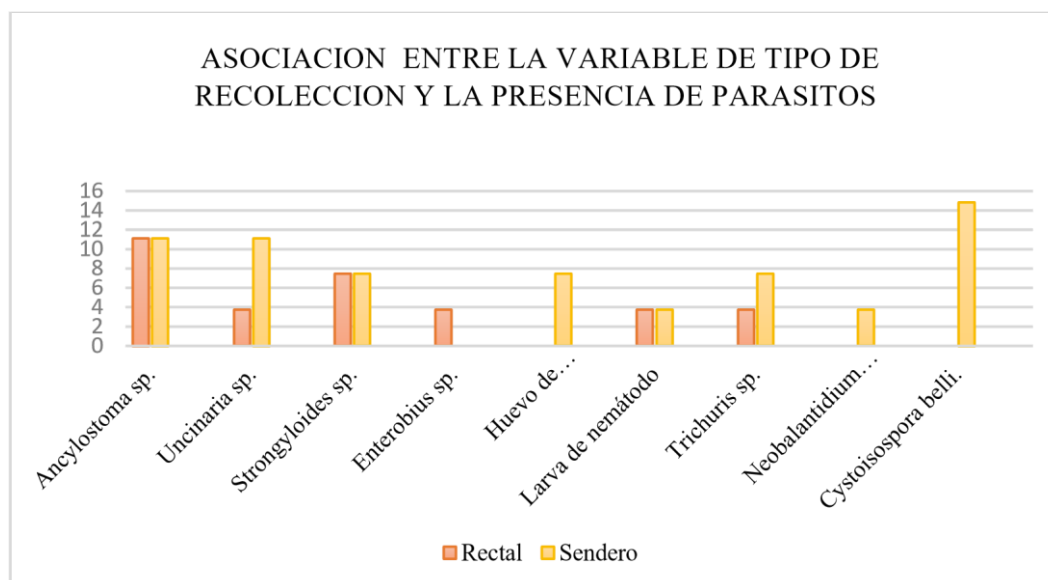
Gráfica 5 Asociación entre la variable humedad y presencia de parásitos gastrointestinales.

En el presente gráfico 5. Representa los resultados hallados sobre la presencia de parásitos gastrointestinales en función de la variable Humedad, considerando un total de 27 casos dónde el género *Ancylostoma sp.*, con el 11,1% fueron casos presentes en una humedad >83%rh y un 11,1% en una humedad <83%rh. De modo que el género *Uncinaria sp.*, el 14,8% de los casos se presentaron en humedad <83%rh. Así mismo en el género *Strongyloides sp.*, el 7,4% de los casos se presentó en humedad >83%rh y el 7,4% en humedad <83%rh. En el género *Enterobius sp.*, el 3,7% de los casos se presentaron en humedad >83%rh. *Huevos de nematodos* manifiestan el 7,4% en humedad >83%rh. Así también encontramos *Larvas de nematodos* con 3,7% en humedad >83%rh y 3,7% en humedad <83%rh. Se evidencia que se encontró casos de *Trichuris sp.*, donde el 7,4% pertenece a temperaturas >83%rh y el 3,2 pertenece a humedad <83%rh. *Neobalantidium coli* manifiesta un 3,7% a humedad >83%rh. Finalmente *Cystoisospora belli* donde el 3,7% pertenece a humedad >83%rh y el 3,7% pertenece a humedad <83%rh.



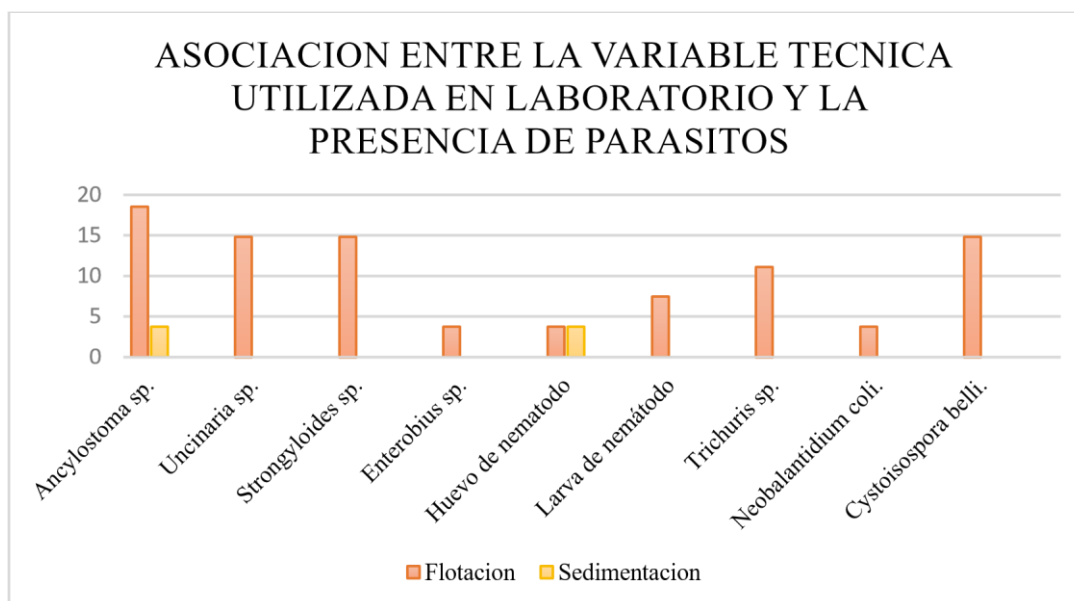
Gráfica 6 Asociación entre la consistencia de las heces y presencia de parásitos gastrointestinales.

En la gráfica 6. Se expone la distribución de casos de parásitos gastrointestinales en relación con la variable consistencia de heces, a partir del análisis de un total de 27 casos encontrados, dónde el género *Ancylostoma sp.*, se divide en el 14,8% de casos presentes en una consistencia sólida y el 7,4% en una consistencia semilíquida. De modo que el género *Uncinaria sp.*, nos dice que el 11.1% le pertenece a una consistencia sólida y el 3,7% a semilíquida. Mientras que *Strongyloides sp.*, se clasificaron en 7,4% de consistencia sólida y 7,4% de consistencia semilíquida. En el género *Enterobius sp.*, encontramos un 3,7% en una consistencia semilíquida y ninguno en una consistencia sólida. *Huevos de nematodo* se clasificaron en un 3,7% encontrado en una consistencia sólida y 3,7% en semilíquida. Así también encontramos *Larvas de nematodos* con 3,7% en una consistencia sólida y 3,7 en semilíquida. Se evidencia que se encontró casos de *Trichuris sp.*, donde el 7,4% se identificó con una consistencia sólida y 3,7% semilíquida. *Neobalantidium coli* manifiesta un 3,7% en heces de consistencia sólida y ninguna semilíquida. Finalmente, *Cystoisospora belli* donde 11,1 le pertenece a una consistencia sólida y el 3.7 semilíquida.



Gráfica 7 Asociación entre la variable tipo de recolección y presencia de parásitos gastrointestinales.

Gráfico 7. Nos muestra la relación que existe entre la técnica de recolección y los 27 casos ya encontrados, donde el género *Ancylostoma sp.*, presenta la misma cantidad de 11.1% en recolección rectal y de sendero. Mientras que en *Uncinaria sp.* Se encontró un 3.7% en recolección rectal y un 11.1% en sendero. Así mismo el género *Strongyloides sp.* Se puede observar que tanto en la recolección rectal como en la de sendero se obtuvo una presencia del 7.4%. Por otro parte en *Enterobius sp.* Se encontró un 3.7% de casos en recolección rectal y ningún caso en sendero. En *huevos de nematodos* se hallaron un 7.4 % en recolección en sendero y ningún caso en recolección rectal. Las *larvas de nematodos* también presentan un 3.7% tanto en recolección de sendero y rectal. Además, encontramos que *Trichuris sp.* Presenta un 3.7 % en recolección rectal y un 7.4% en sendero. En cambio, en *Neobalantidium coli* se evidencio que un 3.7% fue encontrado mediante recolección de sendero y ningún caso en recolección rectal. Finalmente se observó que en *Cystoisospora belli* no se encontraron casos en recolección rectal y un 14.8% en sendero.



Gráfica 8 Asociación entre la variable técnica y presencia de parásitos gastrointestinales

En la gráfica 8. Expone los resultados obtenidos de la relación género (clase) parasitaria y la variable técnica de un total de 27 casos, donde el género *Ancylostoma sp.*, se divide en 18,5% detectados por la técnica de flotación y el 3,7% en la técnica de sedimentación. De modo que el género *Uncinaria sp.*, nos dice que el 14,8% fueron detectados mediante la técnica de flotación y ninguno en sedimentación. Por otra parte, el género *Strongyloides sp.*, fue detectado por el 14,8% en la técnica de flotación y ninguna en sedimentación. En el género *Enterobius sp.*, encontramos un 3,7% total con la técnica de sedimentación. Huevos de nematodo se clasificaron en un 3,7% encontrado la técnica de flotación y 3,7 en la técnica de sedimentación Así también encontramos Larvas de nematodos con 7,4% detectados dentro de la técnica de flotación. Se evidencia que se encontró casos de *Trichuris sp.*, donde el 11,1% de casos totales fueron encontrados con la técnica de flotación. *Neobalantidium coli.*, manifiesta un 3,7% total detectados con la técnica de flotación Finalmente *Cystoisospora belli.*, donde el 14,8% total fueron detectados con la técnica de flotación.

10.4 Discusión

Los resultados de esta investigación muestran una considerable variedad de parásitos gastrointestinales, destacándose *Ancylostoma sp.*, como el género con la mayor prevalencia, con un 22%. Este resultado contrasta significativamente con el 5% reportado por Beldomenico en el zorro pampeado en Buenos Aires Argentina (95). En un estudio realizado en la ciudad de Latacunga específicamente en la parroquia Alaquez se registró una prevalencia del 0.06% de *Uncinaria sp.*, *Strongyloides sp.*, lo que confirma la presencia del parásito. Este resultado adquiere relevancia al compararse con la parroquia vecina de Tanicuchí donde se reporta una

prevalencia de 15% en ambos géneros (14). El hallazgo de parásitos que estén típicamente asociados al ser humano *Cryptosporidium hominis* detectado en zorros rojos *Vulpes vulpes* respalda la posibilidad de transmisión interespecífica entre humanos y fauna silvestre. En este contexto la detección de *Neobalantidium coli* y *Enterobius sp.*, en el *Lycalpx culpaesus* con una prevalencia del 4%. La presencia de parásitos propios del ser humano podría haber llegado a los ecosistemas alto andino como consecuencia de la expansión antrópica hacia los páramos (96). En el estudio realizado por Jiménez en zorros de Darwin en la Isla de Chiloe se identificó la presencia de *Trichuris sp.*, en contraste con el presente estudio donde se determinó una prevalencia del 11%(97). En el presente estudio se detectó una prevalencia del 3,7 de *Cystoisospora sp.*, un hallazgo inusual ya que han sido pocos los datos de reportes donde se ha encontrado este tipo de parásito en fauna silvestre (98).

La recolección directa de muestras permite un mejor control de factores como el tiempo de exposición, la correcta identificación del hospedador y la conservación inmediata, lo que minimiza la degradación de los parásitos y previene la contaminación cruzada (99).

Por otro lado, aunque la recolección de heces en senderos representa una herramienta valiosa para estudios no invasivos, su utilidad puede verse limitada por condiciones ambientales como la temperatura, la humedad, la exposición solar y el tiempo que permanecen expuestas. Estos factores pueden alterar la estructura de los huevos y larvas presentes, complicando su correcta identificación (100). En este sentido, Berkhout evidenció que elementos como los ciclos de congelamiento, la ventilación y la temperatura del entorno influyen notablemente en las características químicas y microbiológicas de las muestras (101).

Además, Guthlin advierte que la recolección de heces en senderos puede generar un sesgo en el muestreo, ya que los animales no defecan de manera uniforme a lo largo del paisaje. Por lo tanto, la concentración de excretas en ciertos sitios podría no representar con fidelidad la distribución real de la población ni su estado sanitario (102).

Se registraron cinco casos (18,5%) de *Ancylostoma sp.*, en zonas de altitud elevada, frente a un solo caso (3,7%) en áreas de baja altitud, lo que evidencia su notable capacidad de adaptación a entornos con baja presión parcial de oxígeno. Este hallazgo concuerda con investigaciones realizadas en regiones alto andinas de Perú y Ecuador, donde se ha documentado la presencia persistente de este género por encima de los 3800 metros, particularmente en asociación con hospedadores silvestres, donde las temperaturas del suelo durante el día variaban entre 8 °C y 12 °C. Estas condiciones térmicas, combinadas con una humedad relativa superior al 80%,

crean un entorno propicio para el desarrollo de huevos larvados y la supervivencia de formas infectantes en el ambiente (103).

Un estudio realizado en perros de refugios en Texas evidenció que aquellos con heces de consistencia alterada (semiforme o líquida) presentaban una mayor probabilidad de eliminar *Trichuri vulpis* lo que sugiere que ciertas especies parasitarias son más detectables en muestras con cambios fecales. Por el contrario, *Ancylostoma sp.*, no mostró relación significativa con la consistencia fecal, lo cual es consistente con lo observado en *Lycalopex culpaeus.*, donde *Ancylostoma sp.*, se detectó en ambos tipos de muestras sin una tendencia clara (104), (105). Asimismo, un estudio realizado en cachorros no encontró asociación estadísticamente significativa entre la consistencia fecal y la presencia de parásitos del grupo *Ancylostoma sp.*, y *Cystoisospora sp.* Esto respalda los hallazgos obtenidos en zorros andinos, en los que ambos géneros fueron identificados en muestras sólidas y semilíquidas, sin preferencia aparente por una u otra (106).

La comparación entre las técnicas de recolección reveló que, aunque la mayoría de los géneros parasitarios se detectaron con mayor frecuencia en muestras recolectadas en senderos, la recolección directa (rectal) sigue siendo metodológicamente más confiable (107). Este método permite obtener muestras frescas y asociadas a un individuo específico, lo que reduce los errores por degradación o contaminación ambiental. En cambio, las muestras recogidas en el entorno están expuestas a factores como la lluvia, la radiación UV o la actividad microbiana, que pueden afectar la detección parasitaria y subestimar la prevalencia real (108).

Los resultados indican que la técnica de flotación ofrece mayor sensibilidad frente a la sedimentación, detectando géneros como *Ancylostoma sp.*, *Uncinaria sp.*, *Strongyloides sp.*, *Trichuris sp.*, *Neobalantidium coli* y *Cystoisospora belli*. Esto se confirma en estudios como el de Ines que destacan la eficacia del método de flotación para recuperar huevos de baja densidad (109). Asimismo, Ruzicova valida el uso de técnicas como flotación en la detección de *Neobalantidium coli* en ambientes controlados (110).

Por su parte, *Enterobius sp.*, fue identificado por sedimentación, lo cual puede deberse a la fragilidad de sus huevos en soluciones hiperosmolares (111). La detección de huevos y larvas de nematodos en ambas técnicas (3,7 %) también sugiere un valor complementario, como lo sostiene Tovar en su estudio comparativo (112). Estos datos respaldan que la selección de técnica debe ajustarse al tipo de parásito y a sus características físicas. La flotación se posiciona como el método preferente en estudios coproparasitológicos de campo, especialmente cuando se emplean soluciones óptimas (113).

11. IMPACTOS

11.1 Impacto Ambiental

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en el Zorro andino *Lycalopex Culpaeus*, su hábitat, fuentes hídricas y biodiversidad, además de su papel como regulador. Pueden verse afectados por la presencia de huevos y larvas de parásitos que a través de las heces son liberados en el ecosistema que los rodea, modificando la microbiota del suelo y facilitando la transmisión a especies con las que tengan contacto, ya sean silvestres o domésticas. Cabe recalcar que al debilitarse el zorro, puede verse afectada la dinámica trófica existente. Esto destaca la importancia del seguimiento ecológico que debe mantenerse para de esta manera minimizar las alteraciones del equilibrio de los ecosistemas.

11.2 Impacto Social

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en el Zorro andino *Lycalopex Culpaeus*, puede afectar a la población humana cercana, a su hábitat y por ende a la salud pública en general. Debido al acercamiento de esta especie silvestre a los asentamientos humanos y la presencia de parásitos zoonóticos que pueden transmitirse a comunidades cercanas, representando un riesgo sanitario por otra parte debido a la liberación de larvas y huevos de parásitos al ecosistema mediante las heces, es posible la transmisión a especies de producción provocando enfermedades y afectando directamente la economía de los pobladores, generando actitudes negativas hacia el zorro. Estos factores destacan la necesidad de un monitoreo epidemiológico y estrategias de educación ambiental para disminuir y eliminar los riesgos para una coexistencia efectiva.

12. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

12.1 Conclusiones

- Mediante el presente estudio se logró estimar que, si existe una prevalencia de parásitos de diversos géneros en los individuos estudiados, mediante las técnicas de flotación y sedimentación, algunos de los parásitos que muestran una mayor presencia en el estudio es el *Ancylostoma sp.*, mientras los que se encuentran con menor presencia son *Enterobius sp* y *Neobalantidium coli*, todos estos hallazgos relevantes desde el punto de vista epidemiológico. Mientras que las técnicas de detección de parásitos ayudaron a concluir que la capacidad limitada de la técnica de sedimentación llevo a que solo se detectaron casos específicos. Mientras que la técnica de flotación mejoro la susceptibilidad de detección a parásitos gastrointestinales.

- En conclusión, la toma de muestra directa es el método más eficaz para la detección de parásitos debido a que no existe una contaminación con el medio ambiente como en el método de recolección en sendero, además al tomar la muestra directa del hospedador, se disminuye la degradación de las heces.
- Se pudo observar una asociación en la prevalencia de parásitos con relación a factores ecológicos tales como: altitud, temperatura y humedad del entorno. A altitudes mayores a 3979 m.s.n.m. se presenció mayor diversidad de algunos tipos de parásitos como: *Ancylostoma sp.*, *Urcinaria sp.* y *Strongyloides sp.*, en contraste en altitudes menores se presenció la ausencia de ciertos tipos de parásitos. Por otra parte, las temperaturas >9 °C favoreció a especies como: *Urcinaria sp.*, *Strongyloides sp.*, etc. Mientras que en temperaturas menores al rango asignado se observó *Enterobius sp.* y huevos de nematodos, pero en otras especies como el *Ancylostoma sp.*, mostraron una notable adaptabilidad. En cuanto a la humedad se evidenció que es un factor crucial para la prevalencia de parásitos debido a que a niveles superior al 83% favoreció a la conservación y presencia de los mismos. Así mismo al evaluar la consistencia de las heces se estableció que cada género de parásito puede tener requerimientos ecológicos diferentes y específicos para su correcta conservación. Los factores ambientales influyen en gran manera en la preservación de heces para la supervivencia de parásitos y cabe recalcar que estos factores ecológicos son propios de los páramos andinos.

13.2 Recomendaciones

- Es recomendable implementar la técnica de flotación como técnica prioritaria en investigaciones futuras, debido a su mayor rendimiento en el diagnóstico de detección del género parasitario de interés como el *Ancylostoma sp.*
- Se sugiere implementar la recolección rectal directa como método principal para el muestreo de heces en estudios parasitológicos debido a que en el presente estudio se evidencio un 100% de prevalencia.
- Se aconseja que en futuros estudios de prevalencia parasitaria en fauna silvestre se integren las variables de altitud, temperatura ambiental, humedad y la consistencia de las heces, ya que cada una influye de manera diferencial en la distribución, viabilidad y detección de los parásitos.

14. BIBLIOGRAFÍA

1. Cachumba Caiza NA, Pupiales Collaguazo DX. Análisis poblacional del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) en los páramos de la parroquia Pastocalle [Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2023 [citado 2025 Jun 4]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/server/api/core/bitstreams/bddd64f6-69d2-4635-81812f98b884cd0f/content>
2. Instituto Nacional de Biodiversidad (INABIO). Estudio reporta patrones de movimiento y estimaciones de rango de hogar del zorro andino [Internet]. Quito: INABIO; 2021 [citado 2025 Jun 4]. Disponible en: <https://inabio.biodiversidad.gob.ec/2021/08/24/estudio-reporta-patrones-demovimiento-y-estimaciones-de-rango-de-hogar-del-zorro-andino/>
3. Arias López RA, Mosquera Solis EJ. Análisis poblacional del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) en los páramos de la parroquia Pastocalle [Tesis en Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2024 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/server/api/core/bitstreams/b2a59c20-63c6-4c05-b3b4eeef8bab07a0/content>
4. Morán Bayas PA. Ecología trófica e impacto de las actividades antrópicas en el lobo de páramo *Lycalopex culpaeus* Molina, 1872, en la región Sierra del Ecuador durante el periodo 2016 al 2020 [Tesis en Internet]. La Libertad: Universidad Estatal Península de Santa Elena; 2021 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/6638>
5. Benavides Ortiz EV. Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria [Libro en Internet]. Bogotá: Universidad de La Salle; 2013 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://ciencia.lasalle.edu.co/server/api/core/bitstreams/dab209e4de48-4e4f-a988-9372d8474e71/content>
6. Zurita Moreno JA. Aplicación de las metodologías de observación directa e indirecta en el monitoreo del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*), para determinar su presencia en los páramos de la parroquia de Mulaló [Tesis en Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2022 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/10267>
7. González Dueñas KD. Ecología trófica del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) y conflictos con la población humana en la Comunidad Campesina Huerta Huaraya, Puno – Perú [Tesis en Internet]. Puno: Universidad Nacional del Altiplano; 2018 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.unap.edu.pe/handle/20.500.14082/9609>
8. Montobbio P, Cuvi N, Cabezas J. Propuestas andinas N.º 15: Diálogo andino entre la ciencia y la política. El co-manejo adaptativo como estrategia de adaptación ante el cambio climático [Internet]. Quito: Programa Bosques Andinos – CONDESAN; 2017 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://www.bosquesandinos.org/wpcontent/uploads/2017/08/Propuestas-Andinas-N15.pdf>
9. Figueroa Rojas RA, Corales Stappung S, Cerda Cordero J, Saldivia Pérez H. Roedores, rapaces y carnívoros de Aysén [Internet]. Coyhaique: Servicio Agrícola y Ganadero – Gobierno Regional de Aysén; 2001 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Ricardo-A-Figueroa-R/publication/234870378_Roedores_Rapaces_y_Carnivoros_de_Aysen/links/02bfe5102a5d27126b000000/Roedores-Rapaces-y-Carnivoros-de-Aysen.pdf

10. Riojas-López ME, Mellink E, Almanzor-Rojas DH. Estado del conocimiento de los carnívoros nativos (Carnivora: Mammalia) en un paisaje antropizado del Altiplano Mexicano: el caso de los Llanos de Ojuelos. *Rev Mex Biodivers*. 2019;90:e902669 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://revista.ib.unam.mx/index.php/bio/article/view/2669>
11. Travaini A, Zapata SC, Bustamante J, Pedrana J, Rodríguez A, Procopio D. Conservación del zorro colorado (*Pseudalopex culpaeus*) en Patagonia: uso del hábitat y estimación de la densidad poblacional. *Ecología Austral*. 2006;16(1):49–60 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: https://www.scielo.org.ar/scielo.php?pid=S032529572006000100007&script=sci_arttext
12. Marina Tomás I., Saravia Leonardo A.. Una revisión de los efectos de los cambios ambientales antropogénicos en las interacciones tróficas de cuatro ecosistemas marinos entre los 45° y 62° S. *Anales Instituto Patagonia (Chile)* [Internet]. 2022 [citado 2025 Jul 01] ; 50: 12. Disponible en: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-686X2022000100601&lng=es
13. Garcés Espinoza CA. Aplicación de las metodologías de la observación directa e indirecta en el monitoreo del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) para determinar su presencia en los páramos de la parroquia de Toacaso [Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2022 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/10454>
14. Illapa Licero AP. Identificación de parásitos gastrointestinales en el zorro andino (*Lycalopex culpaeus*) en la parroquia de Aláquez [Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2024 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/items/e14d4c2b-bf9b-4f66-b714-c0526dff8ec0>
15. Martínez S. Parásitos gastrointestinales de Tierra del Fuego, Argentina [Tesis en Internet]. Brattleboro (VT): SIT Study Abroad, Brown University; 2020 [citado 2025 Jul 1]. Disponible en: https://digitalcollections.sit.edu/isp_collection/3300/
16. Acosta Z Maritza, Tantaleán V Manuel, Serrano-Martínez Enrique. Identification of gastrointestinal parasites by coproscopy in wild carnivores from the Parque de las Leyendas, Lima, Peru. *Rev. investig. vet. Perú* [Internet]. 2015 Abr [citado 2025 Jul 02] ; 26(2): 282-290. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172015000200014&lng=es. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11000>.
17. Cruz Hurtado SSM, Muñoz Huamaní M. Identificación de parásitos gastrointestinales de carnívoros en cautiverio criados en el Centro Recreacional Municipal del Cerrito de la Libertad de Huancayo [Tesis en Internet]. Huancayo: Universidad Peruana Los Andes; 2016 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://repositorio.upla.edu.pe/handle/20.500.12848/114>
18. Ayala-Aguilar Glenda, Nallar Rodolfo, Alandia-Robles Erika, Limachi-Quinajo Rolando, Mollericoná José Luis, Ayala-Crespo Guido. Parásitos intestinales del zorro andino (*Lycalopex culpaeus*, Canidae) en el Valle Acero Marka de los Yungas (La Paz, Bolivia). *Ecología en Bolivia* [Internet]. 2013 Sep [citado 2025 Jul 01] ; 48(2): 104-108. Disponible en: http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S16052528201300020004&lng=es.

19. Castellanos A, Castellanos F, Kays R, Brito J. A pilot study on the home range and movement patterns of the Andean Fox *Lycalopex culpaeus* (Molina, 1782) in Cotopaxi National Park, Ecuador. *Mammalia* [Internet]. 2022 Jan [citado 2025 Jul 2];86(1):22–6. Disponible en: <https://www.degruyterbrill.com/document/doi/10.1515/mammalia2020-0195/html>
20. Guntiñas Rosado M. El lobo de páramo (*Lycalopex culpaeus*): ecología trófica y patrones de abundancia [Tesis doctoral en Internet]. Móstoles (ES): Universidad Rey Juan Carlos; 2018 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/tesis?codigo=226064>
21. Jaramillo Patiño SV. Aplicación de las metodologías de observación directa e indirecta en el monitoreo del lobo andino (*Lycalopex culpaeus*), para determinar su presencia en los páramos de la parroquia Pastocalle [Tesis en Internet]. Latacunga: Universidad Técnica de Cotopaxi; 2022 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/items/d8c12348-e256-22.419b-9f9c-21a5d7991c75/full>
23. Nieto Trelles VA, Santillán Rodríguez LM. Densidad relativa y dieta del lobo de páramo (*Lycalopex culpaeus*) en el Parque Nacional Cajas (PNC) para el establecimiento de un programa de monitoreo poblacional a largo plazo [Tesis en Internet]. Cuenca: Universidad del Azuay; 2009 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/130/1/07068.pdf>
24. Durango R, Belandria K, Quintero M, García G, López K. Infestación por *Cryptosporidium* Spp e *Isospora Belli* en preescolar inmunocompetente: A propósito de un caso. *Gen* [Internet]. 2011 Sep [citado 2025 Jul 02] ; 65(3): 230-233. Disponible en: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S001635032011000300013&lng=es.
25. Australian Society for Parasitology. *Isospora* [Internet]. St. Lucia (AU): Australian Society for Parasitology; 2020 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.parasite.org.au/para-site/text/isospora-text.html>
26. Fitte B, de Felice L, Eiras DF, Unzaga JM. *Isospora* spp. [Parte de libro en Internet]. En: Unzaga JM, Zonta ML, coordinadores. Atlas comentado de protozoología: protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica. La Plata: Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias y Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 2023 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155496/Documento_completo.pdfP_DFA.pdf?sequence=1
27. Scielo [citado el 19 de julio de 2025];27(3):219–227. Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-10182010000300007
28. Helman ME, Dellarupe A, Moré G. *Sarcocystis* spp. En: Unzaga JM, Zonta ML, coordinadores. Atlas comentado de protozoología: protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica [Libro en Internet]. La Plata: Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias y Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 2023 [citado 2025 Jul 2]. p. 134–43. Disponible en: https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155497/Documento_completo.pdf?sequence=1

29. Moré GA. Sarcocistosis en animales. En: Manual veterinario MSD [Internet]. St. Lucia (NJ): Merck & Co., Inc.; 2021 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: https://www.msdevetmanual.com/es/sistemamusculoesquel%C3%A9tico/sarcocistosis/sarcocistosis-enanimales#Control_v3286695_es
30. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern [Internet]. Atlanta (GA): CDC; c2023 [updated 2023 Apr 18; cited 2025 Jul 19]. Available from: <https://www.cdc.gov/dpdx/sarcocystosis/index.html>
31. Poblaciones Beltrán J. Estudio de las especies del género Eimeria parásitas de lagomorfos [Tesis en Internet]. Jaén: Universidad de Jaén, Centro de Estudios de Postgrado; 2020 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://crea.ujaen.es/server/api/core/bitstreams/592ecad8-cfb8-4329-9334ecf8451ed5f1/content>
32. MARTÍNEZ FÉLIX A., TROIANO JUAN CARLOS, GAUNA AÑASCO LEONOR, REARTE ROBERTO, JARA DOMINGO. Infección por coccidios en carnívoros silvestres de cautiverio de Argentina. Parasitol. latinoam. [Internet]. 2002 Jul [citado 2025 Jul 01]; 57(3-4): 146-148. Disponible en: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122002000300011&lng=es. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122002000300011>.
33. García Dávila P, Rivera Fernández N. El ciclo biológico de los coccidios intestinales y su aplicación clínica. Rev Fac Med (Méx). 2017;60(6):42–9. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S002617422017000600040
34. Dubey JP, Sreekumar C. Redescription of Hammondia hammondi and its differentiation from Toxoplasma gondii. Int J Parasitol [Internet]. 2003 Nov;33(13):1437–53 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/14572507/> doi: 10.1016/S0020-7519(03)00141-3. PMID: 14572507.
35. Andrews AH. Coccidiosis en gatos y perros. En: Manual veterinario MSD [Internet]. Rahway (NJ): Merck & Co., Inc.; 2022 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.msdevetmanual.com/es/aparato-digestivo/coccidiosis/coccidiosis-engatos-y-perros>
36. Abel J, Schares G, Orzeszko K, Gasser RB, Ellis JT. Hammondia isolated from dogs and foxes are genetically distinct. Parasitology. 2006;132(2):187–92. Disponible en: <https://www.cambridge.org/core/journals/parasitology/article/abs/hammondiaisolated-from-dogs-and-foxes-are-geneticallydistinct/342E60D2741B7327D5F8BE8BFEDD9B6C>
37. PEREZ, DC; ROJAS, OJ. Neosporosis en caninos y bovinos. Rev. vet., Corrientes, v. 32, n. 2, p. 238-241, jun. 2021. [citado 2025 Jul 01] Disponible en <https://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1669-68402021000200238&lng=es&nrm=iso>. accedido en 02 jul. 2025. <https://dx.doi.org/10.30972/vet.3225751>.
38. Dubey JP, Schares G, Ortega-Mora LM. Epidemiology and control of Neospora caninum in cattle. Vet Parasitol [Internet]. 2007 May 31;149(1–2):1–15 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17428888/> doi: 10.1016/j.vetpar.2007.07.014. PMID: 17428888.

39. Rivera Fernández N, García Dávila P. El papel de los gatos en la toxoplasmosis. Realidades y responsabilidades. Rev Mex Patol Clin. 2017 [citado 2025 Jul 20]; 64(6):228–45. Figura 1. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S01871022201700060007
40. Bernstein M, Gos ML, Steffen KD, Pardini L, Unzaga JM, Venturini MC. Toxoplasma gondii. En: Unzaga JM, Zonta ML, coordinadores. Atlas comentado de protozoología: protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica [Libro en Internet]. La Plata: Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias y Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 2023 [citado 2025 Jul 2]. p. 152–63. Disponible en: https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155252/Documento_completo.pdfP_DFA.pdf?sequence=1
41. Rivera Fernández N, García Dávila P. El papel de los gatos en la toxoplasmosis. Realidades y responsabilidades. Rev Mex Patol Clin. 2017 [citado 2025 Jul 20];64(6):228–45. Figura 1. Disponible en: https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S01871022201700060007
42. Western College of Veterinary Medicine. Toxocara cati [Internet]. Saskatoon (SK): University of Saskatchewan; 2021 Mar 29 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://wcvm.usask.ca/learnaboutparasites/parasites/toxocara-cati.php>
43. Wu T. Toxocara cati infection in cats. Today's Vet Pract. 2022 [citado 2025 Jul 20];12(1):Artículo sin paginación. Figura 2. Disponible en: <https://todaysveterinarypractice.com/parasitology/toxocara-cati-infection-in-cats/>
44. Macpherson CNL. The epidemiology and public health importance of toxocaríasis: A zoonosis of global importance. Int J Parasitol [Internet]. 2013 Nov;43(12–13):999–1008 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/23954435/>
45. De la Fé Rodríguez P, Duménigo Ripoll BE, Brito Alberto E, Aguiar Sotelo J. Toxocara canis y Síndrome Larva Migrans Visceralis (Toxocara canis and Syndrome Larva Migrans Visceralis). REDVET Rev Electron Vet [Internet]. 2006 abr;7(4):1–42 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/636/63617138002.pdf>
46. Petri WA Jr, Muzny CA. Toxocaríasis. En: Manual MSD, versión para el hogar [Internet]. Rahway (NJ): Merck & Co., Inc.; 2025 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.msdmanuals.com/es/hogar/infecciones/infecciones-parasitariaslombrices-intestinales-nem%C3%A1todos/toxocaríasis>
47. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Toxocaríasis. Sitio web de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. 2019 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/toxocaríasis/index.html>
48. Western College of Veterinary Medicine. Toxascaris leonina [Internet]. Saskatoon (SK): University of Saskatchewan; 2021 Mar 21 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://wcvm.usask.ca/learnaboutparasites/parasites/toxascaris-leonina.php>
49. Centro Nacional de Helminología – Instituto de Biología, UNAM. Toxascaris leonina [Internet]. Museo Virtual de la Colección Nacional de Helminos. Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México; [fecha desconocida] [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://aocefig.wixsite.com/cnhe-ib/toxocarías-leonina>

50. Elsevier. *Toxascaris leonina*. ScienceDirect. 2024 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/topics/agricultural-and-biological-sciences/toxascaris-leonina>
51. Soriano Vera GD. Determinación de *Ancylostoma caninum* en perros de la ciudadela Muñoz Rubio de la ciudad de Babahoyo [Trabajo de titulación en Internet]. Babahoyo (EC): Universidad Técnica de Babahoyo, Facultad de Ciencias Agropecuarias; 2025 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/18155/PI-UTB-FACIAG-VETERINARIA-REDISE%C3%91ADA-000170.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
52. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Hookworm. Sitio web de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. 2019 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/hookworm/index.html>
53. Costas ME. Capilariosis hepática. En: Unzaga JM, Zonta ML, coordinadores. Atlas comentado de helmintología: nematodos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica [Libro en Internet]. La Plata (AR): Universidad Nacional de La Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias y Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 2023 [citado 2025 Jul 2]. p. 164–71. Disponible en: https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155031/Documento_completo.pdf?sequence=1
54. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Intestinal Capillariasis. Sitio web de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. 2020 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/intestinalcapillariasis/index.html>
55. Carrada-Bravo T. Uncinariasis: ciclo vital, cuadros clínicos, patofisiología y modelos animales. *Patol Rev Latinoam* [Internet]. 2007;45(4):233–40 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2007/pt074f.pdf>
56. Manual MSD. Ciclo vital de los anquilostomas (uncinarias) [imagen en Internet]. Rahway (NJ): Merck & Co., Inc.; 2023 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.msmanuals.com/es/professional/multimedia/image/ciclo-vital-de-losanquilostomas-uncinarias>
57. Elsevier. Uncinaria. ScienceDirect. 2024 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/topics/agricultural-and-biological-sciences/uncinaria>
58. Sanchis Monsonís G. Parasitofauna del zorro rojo (*Vulpes vulpes*) en la Comunidad Valenciana [Tesis doctoral en Internet]. Murcia (ES): Universidad de Murcia, Facultad de Veterinaria; 2015 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://digitum.um.es/digitum/bitstream/10201/48267/1/Tesis%20Gloria%20Sanchis%20Monson%C3%ADs%202015.pdf>
59. Suárez Blanco R, Tercero Castellanos AM. Epidemiología y patogenia de *Spirocerca lupi* en zorros en una reserva natural. *Psychol Latam* [Internet]. 2018;Esp(1):443–6 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://psicologia.ucm.es/data/cont/docs/29-201902-15-Suarez%20Blanco.pdf>
60. ScienceDirect. 2017 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401717302273>
61. Spickler AR. Tricuriasis [Internet]. Ames (IA): Center for Food Security and Public Health, Iowa State University; 2013 Jul [citado 2025 Jul 2]. Disponible en:

- <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/trichuriasis-es.pdf>
62. Pinheiro P. Tricuriasis: qué es, transmisión, síntomas y tratamiento [Internet]. São Paulo (BR): MD.Saúde; 2024 Ago 22 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.mdsaude.com/es/enfermedades-infecciosas/parasitosis/trichuriasis/>
 63. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Trichuriasis. Sitio web de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. 2024 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/trichuriasis/index.htm>
 64. Ballweber LR. Strongyloides sp en pequeños animales. En: Manual veterinario MSD [Internet]. Rahway (NJ): Merck & Co., Inc.; 2022 Feb [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.msdrvvetmanual.com/es/aparato-digestivo/parásitos-gastrointestinalesde-los-pequeños-animales/strongyloides-sp-en-pequeños-animales>
 65. Arango JH. Strongyloides stercoralis. Colomb Med (Cali) [Internet]. 2019;29(1):32–42 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://colombiamedica.univalle.edu.co/index.php/comedica/article/view/86>
 66. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx – Strongyloidiasis. Sitio web de los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. 2019 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/strongyloidiasis/index.html>
 67. Villena Cumpa AP. Presencia de Spirometra sp. en felinos silvestres mantenidos en cautiverio en un zoológico de la ciudad de Iquitos, Perú [Tesis de licenciatura en Internet]. Lima (PE): Universidad Alas Peruanas, Facultad de Medicina Veterinaria; 2015 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: https://repositorio.uap.edu.pe/jspui/bitstream/20.500.12990/1267/1/Tesis_Spirometra%20sp_Felinos_Cautiverio.pdf
 68. Tantaleán M, Michaud C. Huéspedes definitivos de Spirometra mansonoides (Cestoda, Diphylobothriidae) en el Perú. Rev peru biol [Internet]. 2005;12(1):153–7 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/262585354_Huespedes_definitivos_de_Spirometra
 69. Elsevier. Imagen del artículo: Coprological survey of parasites of free-ranging jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) inhabiting 2 types of tropical forests in Mexico. Revista Mexicana de Biodiversidad. 2017 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 2. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-revista-mexicanabiodiversidad-91-articulo-coprological-survey-parasites-free-ranging-jaguarS1870345317300118>
 70. Clínica Veterinaria Taco. Mesocestoides [Internet]. Santa Cruz de Tenerife (ES): Clínica Veterinaria Taco; [fecha desconocida] [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://clinicaveterinariataco.es/blog/mesocestoides/>
 71. Angulo-Tisoc JM, Pacheco Curie JI, Gomez-Puerta LA. Ocurrencia de Mesocestoides sp. (Cestoda: Mesocestoididae) en el zorro andino (*Lycalopex culpaeus*). Rev peru biol [Internet]. 2020;27(2):233–6 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v27n2/1727-9933-rpb-27-02-233.pdf>
 72. SciELO Perú. Imagen del artículo: Revista Peruana de Biología. 2020 [fecha de consulta: 20 de julio de 2025]; Figura 2. Disponible en: <https://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v27n2/1727-9933-rpb-27-02-233.pdf>

73. Petriugh RS, Scioscia NP, Denegri GM, Fugassa MH. Primera secuencia de ADN mitocondrial de *Alaria alata* procedente de zorro gris pampeano (*Lycalopex gymnocercus*) de Argentina. *Rev Argent Zoonosis Enferm Infecc Emerg* [Internet]. 2015 Ago;X(2):1–3 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/59291>
74. Cantón Paradiso AM, Falero Vimercati M. Epidemiología del género *Alaria* (Trematoda: Diplostomatidae) en un ambiente periurbano del área metropolitana [Trabajo final de grado en Internet]. Montevideo (UY): Universidad de la República, Facultad de Veterinaria; 2005 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/19299/1/FV26470.pdf>
75. Companion Animal Parasite Council. *Alaria* [Internet]. 2020 [citado el 20 de julio de 2025]; Figura 1. Disponible en: <https://capcvet.org/guidelines/alaria/>
76. López Pujalte C, editor. Manual práctico de parasitología veterinaria. 1ª ed. Madrid (ES): Editorial Síntesis; 2013 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.udocz.com/apuntes/357958/manual-practico-de-parasitologia-veterinaria>
77. Basantes Luzón JI. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos (*Canis lupus familiaris*) en una clínica veterinaria [Internet]. Cuenca (EC): Universidad Politécnica Salesiana, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2021 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/20792/1/UPSCT009236.pdf>
78. Quiceno Rincón JD. Parásitos gastrointestinales frecuentes en caninos y sus métodos diagnósticos [Trabajo de grado en Internet]. Ibagué (CO): Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2020 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/950faa401074-4070-b29f-657797c400e6/content>
79. Dacal E, Köster PC, Carmena D. Diagnóstico molecular de parasitosis intestinales. *Enferm Infecc Microbiol Clin* [Internet]. 2020 Ene;38(Supl 1):24–31 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-enfermedades-infecciosasmicrobiologia-clinica-28-articulo-diagnostico-molecular-parasitosis-intestinalesS0213005X20300355>
80. Gelaye W, Williams NA, Kepha S, Messa Junior A, Fleitas PE, Marti-Soler H, et al. Performance evaluation of Baermann techniques: The quest for developing a microscopy reference standard for the diagnosis of *Strongyloides stercoralis*. *PLoS Negl Trop Dis* [Internet]. 2021 Feb 18;15(2):e0009076 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0009076>
81. Fonseca Almeida A, Abreu Tonani KA, Segura-Munoz SI, dos Santos VM, Magosso Takayanagui AM. Adaptation of Ritchie Method for diagnosing Helminthes and Protozoa in samples of sewage silt with chemical substances minimization. *Mundo Saúde (Online)* [Internet]. 2009;33(4):427–32 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://revistamundodasaude.emnuvens.com.br/mundodasaude/article/view/659>
82. Fundación EHAS. Diagnóstico de parásitos intestinales [Internet]. Madrid (ES): Fundación EHAS; 2021 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <http://www.telemicroscopia.ehas.org/assets/diagnostico-parasitos-intestinales.pdf>
83. Bärenbold O, Raso G, Coulibaly JT, N’Goran EK, Utzinger J, Vounatsou P. Estimación de la sensibilidad de la técnica de Kato-Katz para el diagnóstico de *Schistosoma*

- mansoni y anquilostomiasis en relación con la intensidad de la infección. *PLoS Neglected Tropical Diseases* [Internet]. 2017 [citado 2 de julio de 2025];11(10):e0005953. Disponible en: <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0005953>
84. Keller L, Patel C, Welsche S, Schindler T, Hürlimann E, Keiser J. Desempeño del método de Kato-Katz y de la reacción en cadena de la polimerasa en tiempo real para el diagnóstico de helmintiasis transmitidas por el suelo en el marco de un ensayo controlado aleatorizado: eficacia del tratamiento y variación diaria. *Parasites & Vectors* [Internet]. 20 de octubre de 2020;13(1):524 [citado 2 de julio de 2025]. Disponible en: <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-020-04401-x>
 85. Contreras María del C., Sandoval Lea, Salinas Patricia, Muñoz Paula, Vargas Susana. Utilidad diagnóstica de ELISA IgG, IgM, IgA y Elisa avidéz de IgG en toxoplasmosis reciente y crónica. *Bol. chil. parasitol.* [Internet]. 2000 Ene [citado 2025 Jul 19] ; 55(1-2): 17-24. Disponible en: [http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0365-94022000000100005](http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0365-94022000000100005&lng=es). <http://dx.doi.org/10.4067/S0365-94022000000100005>.
 86. Huapaya P, Espinoza Y, Huiza A, Sevilla C. Estandarización de la técnica de ELISA para diagnóstico de estrongiloidiosis. *An Fac Med (Lima)* [Internet]. 2002;63(3):179–84 [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/379/37963303.pdf>
 87. Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Tanicuchí. Parroquia – GAD Parroquial Tanicuchí [Internet]. Tanicuchí (EC): GAD Parroquial Rural de Tanicuchí; [fecha desconocida] [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://tanicuchi.gob.ec/parroquia/>
 88. Ecoturist Mejía. Reserva Ecológica Los Illinizas [Internet]. Mejía (EC): Ecoturist Mejía; [fecha desconocida] [citado 2025 Jul 2]. Disponible en: <https://ecoturistmejia.es.tl/Reserva-Ecol%F3gica-Los-Illinizas.htm>
 89. Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE). Autorización de investigación científica para ecuatorianos [Internet]. Quito (EC): Gobierno del Ecuador; [fecha desconocida] [citado 2025 Jul 5]. Disponible en: <https://www.gob.ec/maae/tramites/autorizacion-investigacion-cientifica-ecuatorianos>
 90. Hernández Sampieri R, Fernández Collado C, Baptista Lucio MP. Metodología de la investigación. 6th ed. México: McGraw-Hill; 2014. p. 91–92. [citado 20 jul 2025]. Available from: https://apiperiodico.jalisco.gob.mx/api/sites/periodicooficial.jalisco.gob.mx/files/metodologia_de_la_investigacion_-_roberto_hernandez_sampieri.pdf
 91. Vásquez Ramírez AA, Guanuchi Orellana LM, Cahuana Tapia RD, Vera Treves R, Holgado Tisoc J. Métodos de investigación científica [Internet]. Lima: Instituto Universitario de Innovación Ciencia y Tecnología Inudi Perú; 2023. p. 28. [citado 20 jul 2025]. Disponible en: <https://editorial.inudi.edu.pe/index.php/editorialinudi/catalog/download/105/148/173?inline=1>
 92. Bernal Torres CA. Metodología de la investigación: administración, economía, humanidades y ciencias sociales. 3rd ed. Bogotá: Pearson Educación de Colombia; 2013. 320 p. [citado 20 jul 2025]. Disponible en: https://www.ispsn.org/sites/default/files/documentosvirtuais/pdf/metodologia_de_la_investigacion_tercera-bernal.pdf

93. Dalynn Biologicals. Lugol's Iodine Stain – Technical Information Sheet [Internet]. Calgary (Canadá): Dalynn Biologicals; 2023; citado 3 de julio de 2025]. Disponible en: https://www.dalynn.com/dyn/ck_assets/files/tech/SL95.pdf
94. Clinical Veterinary Diagnostic Laboratory. Module 2.3: Fecal Flotation – Clinical Veterinary Diagnostic Laboratory [Internet]. Minneapolis (Estados Unidos): University of Minnesota; [fecha desconocida; citado 6 de julio de 2025]. Disponible en: <https://pressbooks.umn.edu/cvdl/chapter/module-2-3-fecal-procedure-2-fecalflotation/>
95. Inês EJ, Pacheco FTF, Pinto MC, Mendes PSA, da Costa-Ribeiro H Jr, Soares NM, Teixeira MCA. Concordancia entre los métodos de flotación con sulfato de zinc y sedimentación centrífuga para el diagnóstico de parásitos intestinales. *Biomédica* [Internet]. 2016 [citado 6 de julio de 2025];36(4):519-24. Disponible en: <https://revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/view/2799>
96. Scioscia NP, Beldomenico PM, Denegri GM. *Ancylostoma* (*Ancylostoma*) *buckleyi* (Nematoda: Ancylostomatidae): new wild host and distribution expansion. *Braz J Vet Parasitol*. 2016;25(2):231–234. doi:10.1590/S1984-29612016020. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/3978/397846392014.pdf>
97. Miró G. Detectan en zorros de España parásitos que afectan a humanos y ganado [Internet]. Madrid: *Animals Health*; 2020 jun 24 [citado 20 jul 2025]. Disponible en: <https://www.animalshealth.es/profesionales/detectan-zorros-espana-parasitos-afectanhumanos-ganado>
98. Jiménez JE, Briceño C, Alcaíno H, Vásquez P, Funk S, González-Acuña D. Coprologic survey of endoparasites from Darwin's fox (*Pseudalopex fulvipes*) in Chiloé, Chile. *Arch Med Vet* [Internet]. 2012 Jan [citado 20 jul 2025];44(1):93–97. Disponible en: https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301732X2012000100014
99. Fleitas PE, Socías ME, Travacio M, Cimino RO, Krolewiecki AJ. Correlación entre la prevalencia de uncinarias y *Strongyloides stercoralis*: ¿una nueva herramienta diagnóstica en salud pública? [Internet]. San Salvador de Jujuy (Argentina): Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET); 2018 [citado 6 de julio de 2025]. Disponible en: <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/162408>
100. Morales AD, Ortiz Gonzales AR, Vargas Montoya LY, Cárdenas García D. Prevalencia de parásitos intestinales de importancia en la salud pública en caninos callejeros de la Fundación San Francisco de Asís de la ciudad de Villavicencio [Internet]. Villavicencio (Colombia): Universidad Cooperativa de Colombia; 2020 [citado 6 de julio de 2025]. Disponible en: <https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/31effd55-659b-421f-9fbbe8877b145f0e/content>
101. Silva-Ramos MF, González-Astudillo M, Martínez-Moreno FJ, HernándezCastro R, Martínez-Moreno A. Identificación molecular de parásitos gastrointestinales en muestras fecales de cánidos silvestres en Colombia. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports* [Internet]. 2024 [citado 6 de julio de 2025];45:100837. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/38460722/>
102. Berkhout DJC, Benninga MA, Van Stein RM, Brinkman P, Niemarkt HJ, De Boer NKH, De Meij TGJ. Efectos de las condiciones de muestreo y factores ambientales sobre el análisis de compuestos orgánicos volátiles fecales mediante un

- dispositivo de nariz electrónica. *Sensors* (Basel) [Internet]. 2016 [citado 6 de julio de 2025];16(11):1967. Disponible en: <https://www.mdpi.com/1424-8220/16/11/1967>
103. Güthlin D, Knauer F, Kaczensky P, Rauer G, Jerina K, Huber D. Sesgo espacial en la recolección de heces: implicaciones para estudios no invasivos de monitoreo de fauna silvestre. *Wildlife Biology* [Internet]. 2011 [citado 6 de julio de 2025];17(1):1–9. Disponible en: <https://nsojournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.2981/11-065>
104. Naupay I Asucena, Castro H Julia, Tello A Manuel. Prevalencia de parásitos intestinales con riesgo zoonótico en *Canis lupus familiaris* de la localidad de Retes, Lima, Perú. *Rev. investig. vet. Perú* [Internet]. 2019 Ene [citado 2025 Jul 07] ; 30(1): 320-329. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172019000100032&lng=es. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15766>.
105. Ballin Chancusig JM. Prevalencia de *Ancylostoma* sp y *Uncinaria* sp en caninos en el barrio de Lasso del cantón Latacunga [Internet]. Latacunga (Ecuador): Universidad Técnica de Cotopaxi; 2022 [citado 7 de julio de 2025]. Disponible en: <https://repositorio.utc.edu.ec/items/e3449831-62e1-4bef-ab5f-39047fb90df2>
106. Boonyong S, Hunnangkul S, Vijit S, Wattano S, Tantayapirak P, Loymek S, Wongkamchai S. Detección de alta capacidad de parásitos y huevos en heces mediante un analizador digital automático de heces modelo FA280. *Parasites & Vectors* [Internet]. 2024 [citado 7 de julio de 2025];17:13. Disponible en: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC10172281/>
107. Rodríguez JY, Cummings KJ, Hodo CL, Hamer SA. Estudio transversal repetido sobre parásitos intestinales en perros de refugios en Texas mediante flotación fecal y sedimentación salina. *Parasitology Research* [Internet]. 2022 [citado 7 de julio de 2025];122:237–243. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436022-07722-1>
108. Reginaldo GMS, Widmer G, Inácio SV, Gomes JF, Nagata WB, Moreno GPT, Camargo Neto JAB, Ferreira WL, Soares FA, Bresciani KDS. Prevalencia de endoparásitos potencialmente zoonóticos en cachorros domésticos. *Veterinary Sciences* [Internet]. 2025 [citado 7 de julio de 2025];12(4):332. Disponible en: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC12031235/>
109. Agetsuma-Yanagihara Y, Inoue E, Agetsuma N. Efectos del tiempo y las condiciones ambientales sobre la calidad del ADN extraído de muestras fecales para la genotipificación de ciervos silvestres en un bosque templado cálido de hoja ancha. *Mammal Research* [Internet]. 2017 [citado 7 de julio de 2025];62:201–207. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1007/s13364-016-0305-x>
110. Zajac AM, Conboy GA. *Parasitología clínica veterinaria* [Internet]. 8.ª ed. Ames (Estados Unidos): Wiley-Blackwell; 2012 [citado 7 de julio de 2025]. Disponible en: https://books.google.com/books/about/Veterinary_Clinical_Parasitology.html?id=FF6EqIL64RcC
111. Inês EJ, Pacheco FTF, Pinto MC, Mendes PSA, da Costa-Ribeiro H Jr, Soares NM, Teixeira MCA. Concordancia entre los métodos de flotación con sulfato de zinc y sedimentación centrífuga para el diagnóstico de parásitos intestinales. *Biomédica* [Internet]. 2016 [citado 7 de julio de 2025];36(4):519–24. Disponible en: <https://revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/view/2799>
112. Růžicová M, Petrželková KJ, Kalousová B, Modrý D, Pomajbíková K. Validación de Flotac para la detección y cuantificación de *Neobalantidium coli* en

- chimpancés y cerdos. *J Parasitol* [Internet]. 2014 [citado 7 de julio de 2025];100(5):662–70. Disponible en: <https://meridian.allenpress.com/journal-of-parasitology/article/100/5/662/7204>
113. Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades. Procedimientos diagnósticos – muestras fecales [Internet]. Atlanta (Estados Unidos): CDC; 2018 [citado 7 de julio de 2025]. Disponible en: https://www.cdc.gov/dpdx/diagnosticprocedures/stool/specimen_cf.html
114. Tovar VA. Comparación de un método de sedimentación y flotación para la concentración de parásitos intestinales [Internet]. Lima (Perú): Universidad Alas Peruanas; 2017 [citado 7 de julio de 2025]. Disponible en: <https://repositorio.uap.edu.pe/handle/20.500.12990/2074>

