



UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

PREVALENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES EN FELINOS DOMÉSTICOS (*FELIS
CATUS DOMESTICUS*) MEDIANTE COPROLOGÍA CON LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN

Trabajo de titulación previo a la obtención del
título de Médica Veterinaria

AUTORA: CAMILA ANAHI VERDUGO RIVERA

TUTOR: ING. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA, MSc.

Cuenca - Ecuador

2026

**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Yo, Camila Anahi Verdugo Rivera con documento de identificación N° 0302194402 manifiesto que:

Soy la autora y responsable del presente trabajo; y, autorizo a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Cuenca, 5 de febrero del 2026

Atentamente,

A handwritten signature in blue ink that reads "Camila Verdugo". The signature is written in a cursive style and is underlined with a blue horizontal line.

Camila Anahi Verdugo Rivera

0302194402

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Yo, Camila Anahi Verdugo Rivera con documento de identificación N° 0302194402, expreso mi voluntad y por medio del presente documento cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autora del Trabajo experimental: “Prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos (*Felis catus domesticus*) mediante coprología con la técnica de flotación”, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Médica Veterinaria, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribo este documento en el momento que hago la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 5 de febrero del 2026

Atentamente,



Camila Anahi Verdugo Rivera

0302194402

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Mauricio Xavier Salas Rueda con documento de identificación N° 0603329681, docente de la Universidad Politécnica Salesiana sede Cuenca, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: PREVALENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES EN FELINOS DOMÉSTICOS (*FELIS CATUS DOMESTICUS*) MEDIANTE COPROLOGÍA CON LA TÉCNICA DE FLOTACIÓN, realizado por Camila Anahi Verdugo Rivera con documento de identificación N° 0302194402, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción de Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 5 de febrero del 2026

Atentamente,



Ing. Mauricio Xavier Salas Rueda, MSc.

0603329681

DEDICATORIA

Dedico este trabajo, en primer lugar, a Dios y a la Virgen de la Nube, por ser mi guía constante, por darme fortaleza en los momentos de cansancio y duda, y por acompañarme silenciosamente en cada paso de este camino. Sin su luz y su protección, este logro no habría sido posible.

A mis padres Marco Verdugo y Elizabeth Rivera, por su amor infinito, su esfuerzo incansable y su apoyo incondicional. Gracias por enseñarme el valor de la perseverancia y por ser el pilar fundamental de mi vida. Este logro es tan suyo como mío.

A mi hermana Galilea Verdugo, por su cariño y por estar siempre a mi lado, brindándome ánimo y sonrisas en los momentos más difíciles. Gracias por creer en mí incluso cuando yo misma lo dudé varias veces.

A Papito y Mamita, por su amor sincero, sus consejos llenos de sabiduría y por ser una fuente constante de inspiración y fortaleza. Gracias por estar siempre pendiente de mí y de mis estudios.

A mis amigos Gustavo, Gia, Isabel, Caro y Tefa quienes estuvieron conmigo desde el comienzo de la carrera. Gracias por todos los momentos compartidos y espero seguir con nuestra amistad por mucho tiempo más.

Y finalmente, a mi fiel compañero de cuatro patas, mi bebé Toby, por su compañía incondicional, por llenar mis días de alegría y por recordarme, con su presencia, la importancia de la calma y el amor sincero incluso en los días más agotadores. Por todas las desveladas que se quedó conmigo y sin saberlo me inspiró desde el primer día de mi carrera.

AGRADECIMIENTO

Mi más sincero agradecimiento a mis familiares más cercanos, quienes estuvieron pendiente de mí durante todos estos años de mi carrera. Han sido un apoyo fundamental a lo largo de esta etapa. Gracias por sus palabras de ánimo y por estar siempre presentes. Su cariño y confianza en mí fueron un impulso constante para seguir adelante.

De manera muy especial, agradezco a mi ñaño U, por su apoyo incondicional, su compañía y por creer en mí en todo momento. Gracias por sus consejos, su motivación y por recordarme que era capaz de lograrlo aun cuando las fuerzas parecían agotarse. Fue mi más grande ayuda en este trabajo y por eso estaré muy agradecida con él.

Finalmente, agradezco a mi tutor de tesis, al Inge. Mauricio Salas, por su orientación, dedicación y valiosos conocimientos compartidos durante el desarrollo de este trabajo. Su guía y compromiso fueron esenciales para alcanzar este objetivo académico.

Índice General

RESUMEN	7
ABSTRACT.....	8
1. INTRODUCCIÓN.....	9
1.1 Problema	10
1.2 Delimitación.....	10
1.2.1 Temporal	10
1.2.2 Espacial	11
1.2.3 Académica.....	12
1.3 Explicación del problema	12
1.4 Objetivos	12
1.4.1 Objetivo general	12
1.4.2 Objetivos específicos	13
1.5 Hipótesis	13
1.5.1 Hipótesis nula.....	13
1.5.2 Hipótesis alterantiva.....	13
1.6 Fundamentación teórica.....	13
2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL.....	15
2.1 Tipos de parásitos	15

2.3 Patogenicidad.....	16
2.4 Zoonosis.....	16
2.5 Parásitos en los felinos.....	17
2.6 Nemátodos	17
2.6.1 <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	17
2.6.1.1 Ciclo biológico.....	18
2.6.1.2 Transmisión y epidemiología.....	19
2.6.1.3 Tratamiento.....	19
2.6.2 <i>Toxocara cati</i>	20
2.6.2.1 Ciclo biológico.....	21
2.6.2.2 Transmisión y epidemiología.....	21
2.6.2.3 Tratamiento.....	22
2.7.3.1 Ciclo biológico.....	23
2.7.3.2 Transmisión y epidemiología.....	24
2.7.3.3 Tratamiento.....	24
2.8 Cestodos.....	24
2.8.1 <i>Dipylidium caninum</i>	24
2.8.1.1 Ciclo biológico.....	26
2.8.1.2 Transmisión y epidemiología.....	26
2.8.1.3 Tratamiento.....	27

2.9.2 <i>Taenia taeniaeformis</i>	27
2.9.2.1 Ciclo biológico.....	28
2.9.2.2 Transmisión y epidemiología.....	29
2.9.2.3 Tratamiento	29
2.10 Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos	30
2.10.1 Recolección y transporte de la muestra	30
2.10.2 Procesamiento de la muestra.....	31
2.10.3 Técnicas para analizar muestras	32
2.10.3.1 Técnica Directa	32
2.10.3.2 Técnica de Flotación.....	33
2.10.3.3 Técnica de Faust	36
2.10.3.4 Técnica de Sedimentación	38
2.10.3.5 Técnica de Graham	39
2.10.3.6 Técnica de McMaster.....	41
2.11 Resumen del estado del arte estudio del problema	41
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	43
3.1 Materiales físicos	43
3.1.1 Materiales de oficina.....	43
3.2 Materiales de campo	43
3.3 Materiales de laboratorio	44

3.4	Diseño	44
3.5	Población y muestra.....	44
3.6.1	Investigación de campo	45
3.6.2	Recolección de las muestras fecales	45
3.6.3	Procedimiento de la técnica de Flotación	45
3.7	Estadística	46
3.8	Operacionalización de variables	47
3.8.1	Variable dependiente (<i>muestra de heces</i>)	47
3.8.2	Variables independientes (<i>parásitos intestinales</i>)	47
3.9	Consideraciones éticas	47
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	49
4.1.1	Resultados	49
4.1.2	Prevalencia de parásitos intestinales en felinos	49
4.1.3	Prevalencia de parásitos intestinales según la edad	50
4.1.4	Prevalencia de parásitos intestinales según el sexo.....	52
4.1.5	Prevalencia de parásitos intestinales según la desparasitación	53
4.1.6	Prevalencia de parásitos intestinales según la condición corporal.....	54
4.1.7	Prevalencia de parásitos intestinales según el hábitat	55
4.1.8	Prevalencia de parásitos intestinales según la interacción	56
4.1.9	Prevalencia de parásitos intestinales según la raza	57

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	59
5.1 Conclusiones	59
5.2 Recomendaciones	60
6. BIBLIOGRAFÍA.....	61
7. APÉNDICE/ANEXOS	66

Índice de Figuras

Figura 1. Ubicación de la ciudad de Azogues.....	11
Figura 2. Ubicación de la Clínica Veterinaria “Pet’s Room”.....	12
Figura 3. Huevo de <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	18
Figura 4. Aparato bucal de <i>Ancylostoma</i> spp.	18
Figura 5. Huevo de <i>Toxocara cati</i>	20
Figura 6. Adulto <i>Toxocara cati</i> , las alas cervicales	21
Figura 7. Huevo de <i>Toxocara leonina</i>	23
Figura 8. Alas cervicales de <i>Toxocara leonina</i>	23
Figura 9. Huevo de <i>Dipylidium caninum</i>	25
Figura 10. Proglótides de <i>Dipylidium caninum</i>	25
Figura 11. Huevo de <i>Taenia taeniaeformis</i>	28
Figura 12. Técnica Directa procedimiento.....	33
Figura 13. Técnica de Flotación procedimiento	35
Figura 14. Técnica de Faust procedimiento	37
Figura 15. Técnica de Sedimentación procedimiento.....	39
Figura 16. Técnica de Graham procedimiento.....	40
Figura 17. Llenado de los compartimentos de la Cámara de McMaster.....	41
Figura 18. Instrumental utilizado.....	66
Figura 19. Colocación de solución saturada en muestra.....	66
Figura 20. Dilución de heces	66
Figura 21. Colocación de portaobjetos debajo del microscopio	67
Figura 22. Observación de placa en microscopio	67

Figura 23. Huevos de <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	67
Figura 24. Segundo huevo de <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	68

Índice de Tablas

Tabla 1. Materiales de oficina	43
Tabla 2. Materiales de campo	43
Tabla 3. Materiales de Laboratorio	44
Tabla 4. Variables dependientes	47
Tabla 5. Variables independientes	47
Tabla 6. Prevalencia total de parásitos intestinales en felinos	49
Tabla 7. Prevalencia de parásitos intestinales por edad	50
Tabla 8. Prevalencia de parásitos intestinales por sexo	52
Tabla 9. Prevalencia parásitos intestinales por desparasitación	53
Tabla 10. Prevalencia de parásitos intestinales por condición corporal.....	54
Tabla 11. Prevalencia de parásitos intestinales por hábitat	55
Tabla 12. Prevalencia de parásitos intestinales por interacción con otros gatos.....	56
Tabla 13. Prevalencia de parásitos intestinales por raza	57

RESUMEN

El bienestar de las mascotas es una prioridad dentro de la comunidad y es uno de los aspectos fundamentales en la sanidad y salud pública. Esto tiene una gran importancia en la prevención de enfermedades entre animales y las que son zoonóticas al ser humano. Las enfermedades parasitarias están presentes en nuestro ambiente y con el reconocimiento de estos tipos de patógenos se puede emplear mejores protocolos de desparasitación como prevención y erradicación de aquellas enfermedades existentes. Todo con el fin de evitar la transmisión de enfermedades zoonóticas de origen parasitario hacia el resto de los organismos en el área de contacto. La presente investigación realizado en la ciudad de Azogues se dio a cabo con el fin de registrar e identificar los parásitos intestinales presentes en la población felina. Adicionalmente se calculó la prevalencia de aquellos patógenos y se determinó que existe una prevalencia del 7,08% (8/113) de positivos y 92,92% (105/113) de negativos, del cual destaco la presencia únicamente del *Ancylostoma tubaeforme*. Se dividió en varios grupos: edad, sexo, raza, desparasitación, condición corporal, hábitat e interacción con otros felinos; estos grupos obtuvieron sus respectivas prevalencias, las cuales influyeron en la prevalencia de todo el estudio.

ABSTRACT

The well-being of pets is a priority within the community and is one of the fundamental aspects of healthcare and public health. This has a great importance in the prevention of diseases between animals and the ones that are zoonotic to the human being. Parasitic diseases are present in our environment and with the acknowledgement of these types of pathogens there can be better deworming protocols established to prevent and eradicate these existing diseases. Everything with the objective of avoiding the transmission of zoonotic diseases or parasitic origin to the rest of the organisms within the area of contact. The present investigation was developed in the city of Azogues and it was done in order to register and identify the intestinal parasites present in the feline population. Additionally, the prevalence of these pathogens was calculated and it was determined that existed a prevalence of 7,08% (8/113) positive cases and 92,92% (105/113) were negative cases, in which there was the presence of only *Ancylostoma tubaeforme*. There was a division of groups: age, sex, race, deworming, corporal condition, habitat and interaction with other felines; these groups also had their prevalence calculated and these influenced the prevalence of this study.

1. INTRODUCCIÓN

Los felinos domésticos y silvestres juegan un papel sumamente importante en los ecosistemas tanto urbanos y rurales, pero también ser huéspedes de varios agentes patógenos, entre ellos los parásitos intestinales. Estos helmintos afectan al sistema digestivos de los felinos y pueden causar diversos trastornos a la salud del organismo. La población de felinos domésticos se ha visto ampliamente afectada por enfermedades parasitarias (Moreno, 2022).

Los helmintos que parasitan en estos huéspedes son *Toxocara cati*, *Toxocara leonina*, *Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaeformis*, *Ancylostoma tubaeforme* (Foreyt, 2001), los cuales entran a los dos grandes grupos de cestodos y nemátodos. La prevalencia de estos parásitos va a variar según el entorno en cual se encuentra el huésped, el contacto entre animales, la sanidad en ese lugar, la frecuencia de desparasitación, la edad del animal, el estilo de vida, y el nivel de atención veterinaria que ha recibido (Lorenzini, Tasca, & De carli, 2007).

Un gato se infecta a través de contacto directo con los huevos del parásito o por otro hospedador que es portador de un parásito, el gato se contagia con este patógeno, el cual se desarrolla en el intestino, una vez que defeca, los huevos salen y contagian el medio ambiente y comienza el ciclo biológico de nuevo (Moreno, 2022).

El método que se ha utilizado para diagnosticar estos parásitos es el de flotación. En este se puede visualizar los huevos de los parásitos en las muestras, determinando si el gato es positivo o negativo a una parasitosis. En base de eso se da un tratamiento para eliminar el patógeno en su sistema digestivo, dependiendo de qué parásito esté habitando el organismo se determina cual desparasitante es mejor (Moreno, 2022). El desparasitante que tenga mayor efecto contra el parásito va a mejorar la salud del paciente y se puede evitar cualquier zoonosis que pueda ocurrir.

1.1 Problema

En la ciudad de Azogues, específicamente en las zonas urbanas ha existido un desarrollo en la comunidad durante los últimos años al igual que la tendencia de adquirir una mascota en los hogares. Así como la población de mascotas ha incrementado durante este tiempo, también tiene una relación directa con enfermedades parasitarias zoonóticas. Como tal los felinos están entre las mascotas más adquiridas así como los caninos. Estos animales al estar en contacto con el medio ambiente e incluso otros animales, pueden llegar a ser portadores de varias enfermedades, entre ellas las parasitarias. Este tipo de zoonosis ocurren porque la comunidad no está correctamente informada y por ello no saben cómo cuidar a sus mascotas y existen faltas de cuidados y de sanidad. Por parte de los propietarios puede existir un ineficiente control de las parasitosis que llegan a afectar a las mascotas y ahí es cuando el círculo familiar en el cual está esa mascota se ve afectado por enfermedades parasitarias. La OMS declaró que en las últimas décadas se ha detectado más de 30 nuevos patógenos humanos y el 75% de ellos originan de los animales, lo cual representa un riesgo en la salud pública y por ello se debería monitorear y tratar de maneras más eficientes a las mascotas (Peralta, Salazar, Burnham, y Parra Guayasamin, 2024). Como tal esta investigación es importante por el tema de zoonosis y va a beneficiar no solo a la población humana sino también a los animales que viven entre esta población. Por ello el tema de la determinación de la prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos ayudara a seguir informando e innovando a la comunidad actual en esta ciudad.

1.2 Delimitación

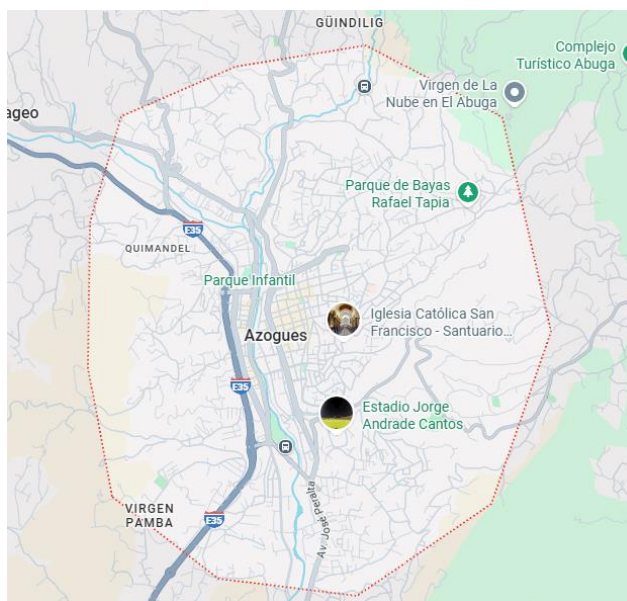
1.2.1 Temporal

La investigación se realizó en un tiempo de 400 horas entre horas presenciales y autónomas, divididas en 12 semanas de trabajo.

1.2.2 Espacial

La presente investigación se realizó en las zonas urbanas de la ciudad de Azogues, cantón de Azogues, provincia de Cañar. La ciudad se encuentra en 2° 44'23.4" latitud Sur y 78°50'44.2" longitud Oeste. Está a 2.518 msnm y tiene una superficie de 1.550 kms², con una población de 33.980 habitantes.

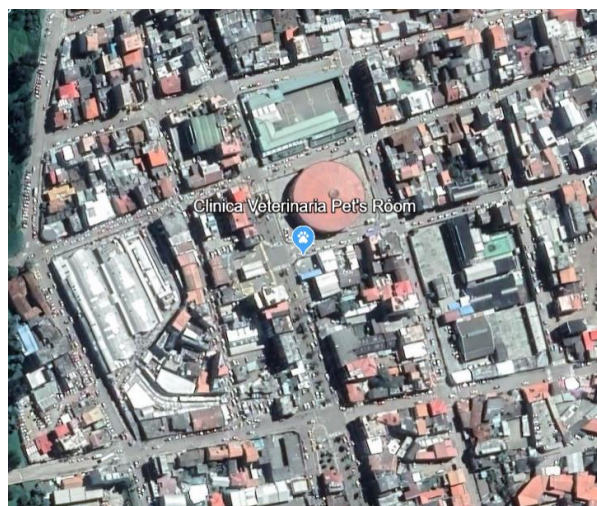
Figura 1. Ubicación de la ciudad de Azogues



Fuente: (Google Maps, 2025)

La Clínica Veterinaria “Pet’s Room” esta ubicada en la ciudad de Azogues, en el cantón de Azogues. Se encuentra en 2°44'29" latitud Sur y 78°50'54" longitud Oeste. La recolecta de muestras y los analisis coprológicos se llevaron a cabo en el laboratio de esta clinica .

Figura 2. Ubicación de la Clínica Veterinaria “Pet’s Room”



Fuente: (Google Earth)

1.2.3 Académica

La investigación está enfocada en Parasitología y Epidemiología.

1.3 Explicación del problema

La presente investigación permite medir el nivel de prevalencia que tienen los parásitos intestinales en los felinos encontrados mediante análisis coprológicos con la técnica de flotación en la Clínica Veterinaria “Pet’s Room” en el periodo de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2025-2026. Se medirá mediante varios factores como es edad, sexo y desparasitación. A través de esta investigación contribuirá al mejor diagnóstico y manejo de este tipo de enfermedades en esta especie. Por ende convirtiéndose en un tema de mayor importancia en la salud pública para la población humana, contribuyendo en el desarrollo de conocimientos de las personas en esta zona del país en temas de enfermedades zoonóticas y como llegan a afectar los residentes de la ciudad.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general

- Determinar la prevalencia de parásitos intestinales en felinos en la zona urbana de la ciudad de Azogues mediante coprología con la técnica de flotación con solución salina saturada.

1.4.2 Objetivos específicos

- Identificar parásitos intestinales presentes en las muestras fecales de felinos domésticos en la ciudad de Azogues mediante coprología con la técnica de flotación con solución salina saturada.
- Calcular la prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos según edad, sexo y desparasitación.

1.5 Hipótesis

1.5.1 Hipótesis nula

- H₀: Existe una baja prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos en la zona urbana de la ciudad de Azogues.

1.5.2 Hipótesis alterantiva

- H_a: Existe una alta prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos en la zona urbana de la ciudad de Azogues.

1.6 Fundamentación teórica

Las infecciones parasitarias en los felinos tienen una distribución mundial y demuestran una sintomatología intestinal inespecífica en ciertos casos (Rendón, 2023). Se puede visualizar procesos clínicos agudos, subagudos y crónicos dependiendo de la patogenia del parásito. La transmisión y epidemiología de los parásitos intestinales del felino son variadas, depende del parásito, del área en donde se encuentra, del estado de salud del huésped y de los hábitos poblacionales. Estos factores constituyen a un gran riesgo para la salud humana por el hecho que

se puede transmitir estos patógenos debido a través de los alimentos, el agua y el suelo que estén contaminados con heces, desarrollando una zoonosis si el humano llega a estar en contacto con la contaminación (Calle y Guartán, 2022). Los parásitos como tal ocasionan deterioro de la salud animal, aveces siendo muy significativo este daño debido a que afectan el bienestar, la vitalidad del huésped y en casos extremos, ocasionando la muerte del organismo (Gallegos, 2012). Por lo tanto es necesario establecer medidas de control como la desparasitación periódica de las mascotas y educar a los propietarios en cuanto a la correcta eliminación de excretas en sus hogares y el lugares publicos. Todo para evitar la principal vía de diseminación de parásitos. El diagnóstico correcto son los estudios coproparasitológicos, estos son utilizados para una adecuada identificación de parásitos, para despues admisnitrar un tratamiento certero y específico para la parasitosis que presente el paciente (Cordero del Campillo, et al., 2001). Por ello esta investigación se realizó, como tal fue enfocado en la ciudad de Azogues específicamente la zona urbana, entonces este estudio sirve para informar a la comunidad de esta parte del país sobre el nivel de prevalencia de parásitos intestinales en los gatos domesticos que pueden ser animales de compañía en sus hogares o incluso los felinos que son callejeros. Cualquier habitante de la ciudad puede leer esta tesis y aprender sobre los parásitos intestinales que existen, como es la transmisión, los problemas que provocan en el organismo y como evitar que ocurran los problemas de zoonosis hacia los humanos y otros animales. Tambien esta descrito la principal manera de evitar las parasitosis como es la desparasitación de los felinos. Como esta medida se puede prevenir cualquier de los problemas explicados a continuación.

2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL

2.1 Tipos de parásitos

Los parásitos son microorganismos que pueden llegar a afectar a la vida de muchos seres vivos. Estos pueden llegar a ser un riesgo a la salud y causar daño a varios sistemas de un organismo. Son organismos que expensan de otros seres vivos por su beneficio, en los cuales llegan a generar estas complicaciones. Hay varios tipos de parásitos, existen los internos y los externos. Los internos o endoparásitos se clasifican como Helmintos (Nemátodos, Cestodos) y Protozoos. Los externos o ectoparásitos son las pulgas, garrapatas, piojos y ácaros (Anchundia y González, 2023).

Los endoparásitos son los parásitos que cumplen parte de su ciclo de vida adentro de un organismo, ellos benefician de los nutrientes del huésped mientras generan trastornos en el cuerpo del mismo. Los ectoparásitos son los que viven fuera del huésped, también benefician de ellos, pero son más fáciles de detectar e igual generan varios efectos negativos en el organismo (Anchundia y González, 2023).

2.2 Efectos negativos de los parásitos

Cada uno de estos helmintos pueden llegar a afectar a diferentes sistemas o varios órganos. Pueden afectar negativamente a los animales, causando infecciones y enfermedades que alteran la calidad de vida, rara la vez causando la muerte en estos individuos (Gallegos, 2012). Pueden causar daño en el sistema respiratorio afectando los pulmones, sistema cardiaco afectando el corazón, sistema digestivo afectando estómago o intestino, entre otros. Como tal existen un sinnúmero de parásitos que afectan a varias especies de organismos, pero específicamente, el enfoque es en los helmintos intestinales que afectan a los felinos domésticos. Estos helmintos intestinales causan muchos signos en el gato, el más común siendo diarrea (Rendón, 2023). También hay signos como depresión, pérdida de peso y anorexia que afectan a los gatos con parásitos.

2.3 Patogenicidad

Entre parásito y hospedero existe una coevolución, el parásito como tal no va a destruir a su huésped porque ahí significaría su propia destrucción, por ello se ha desarrollado varias acciones para la adaptación, las cuales son (Herencia, 2024):

- Acción mecánica: generalmente relacionada con el tamaño y morfología del parásito, su presencia ocupa espacios vitales.
- Acción expoliadora: capacidad del parásito para extraer componentes del hospedador.
- Acción tóxica: eliminación de toxinas o degradación post mortem de parásitos que pueden causar daños celulares al ser absorbidos por el huésped.
- Acción inoculadora: capacidad de transportar bacterias o virus a ciertos tejidos del hospedador y esto puede causar más complicaciones.
- Acción estresante: parasitosis pueden causar estrés lo que le pone más susceptible a otros problemas.
- Acción infecciosa: parásito es portador de microorganismos patógenos lo que pueden generar varios trastornos como alergias, inflamación, hipertrofia, entre otros.
- Acción inflamatoria: simplemente por la presencia del parásito se puede generar esta acción (Herencia, 2024).

2.4 Zoonosis

Ciertos parásitos pueden ser zoonóticos para los humanos como los de género *Toxocara* y *Ancylostoma caninum* como indica, helmintos como el *Dipylidium caninum* y *Taenia taeniformis*. también pueden ser considerados zoonóticos (Peña, Vidal, Del Toro, Hernández, y Zapata, 2017). En mayor cantidad las toxocariosis son las enfermedades más ampliamente distribuidas y causan fiebre, hepatoesplenomegalia y obstrucciones en los humanos (Gallegos, 2012). Como tal las

mascotas como los felinos en este caso se han convertido en huéspedes intermediarios y los factores de transmisión hacia los humanos. Los patógenos como son los nemátodos y cestodos se alojan en el sistema digestivo y ocasionan varias patologías y signos clínicos, destruyendo la salud de los mismos (Calle y Guartán, 2022).

2.5 Parásitos en los felinos

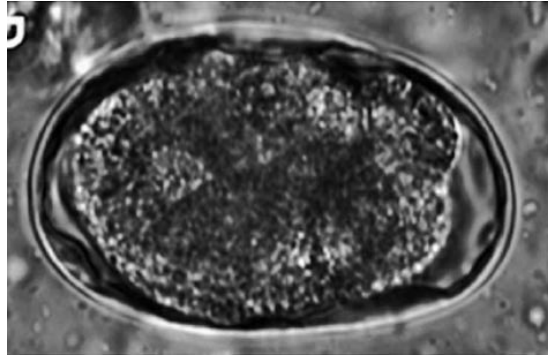
Los parásitos que utilizan a los gatos como huéspedes son: *Dipylidium caninum*, *Taenia taeniaeformis*, *Toxocara leonina*, *Toxocara cati*, *Ancylostoma tubaeforme* y *Echinococcus spp.* Todas estas poblaciones de helmintos tienen sus importancias, en las cuales radica los niveles de prevalencia, algunas tienen más poder patógeno que otras, la capacidad de producir ciertos cuadros clínicos en el organismo y la zoonosis que pueden causar (Miró, 2021).

2.6 Nemátodos

2.6.1 *Ancylostoma tubaeforme*

Este helminto es conocido como el gusano ganchudo, el cual infecta al intestino delgado del felino y se adhiere a la mucosa de este. Puede utilizar a los felinos como huéspedes, pero también a los canidos. Su alimentación es primordialmente de sangre, causa una acción traumática a través de su boca. Los huevos de este gusano son ovulados, pared delgada y un tamaño de 60 μm x 40 μm (Foreyt, 2001). La estructura de este parásito es de una típica lombriz intestinal, tiene una capsula oral con dientes y bordes cortantes y un tamaño de 5-15 mm siendo bastante pequeño (Marin, 2023).

Figura 3. Huevo de Ancylostoma tubaeforme



Fuente: (Lucio-Forster, et al., 2012)

Figura 4. Aparato bucal de Ancylostoma spp.



Fuente: (Junquera, 2022)

2.6.1.1 Ciclo biológico

Tiene un ciclo de vida directo, no requiere hospedador intermediario y un poco complejo. Este nemátodo en su forma larvaria penetra a su hospedador por la piel y va hacia el torrente sanguíneo para alcanzar varios órganos como el corazón y pulmones. Cuando llega a los pulmones, las larvas recorren por el árbol bronquial, hacia tráquea, laringe y epiglotis. Es deglutida y alcanza el intestino delgado donde completa su desarrollo hasta alcanzar madurez. Una vez que las hembras llegan a su madurez sexual, comienzan a poner huevos los cuales después son expulsados hacia el exterior

por las heces del hospedador. En el medio ambiente los huevos eclosionan y están listas las larvas para infectar nuevamente (Herencia, 2024).

2.6.1.2 Transmisión y epidemiología

Existen tres vías de transmisión: la percutánea, transplacentaria y lactogénica. En la transmisión percutánea existe una penetración de las larvas infectivas a través de la piel, una vez adentro del organismo van hacia el intestino y logran su madurez entre 17 y 21 días. En las transmisiones transplacentarias y lactogénicas ocurren en gestaciones o en tiempos de lactancia. Desde la madre hacia el cachorro a través de la circulación ocurre la transmisión transplacentaria. Por último, a través de la leche, por la circulación sanguínea a las glándulas mamarias, pasan las larvas hacia los cachorros y esta es la transmisión lactogénica (Bustamante, 2020).

La anquilostomiasis desempeña una transmisión importante referente a las condiciones ambientales. Se desarrolla mejor en climas cálidos y húmedos como en los países tropicales y subtropicales. En temperaturas óptimas, existe un rápido desarrollo de las larvas hasta su etapa infectiva por el hecho que pueden prosperar en estas condiciones. Si un felino se encuentra en zonas de esta descripción hay más probabilidades de contraer este parásito, especialmente si es menor de un año. Para el humano solo por el contacto con la piel puede contraerlo, no hay necesidad que sea una cierta edad (Herencia, 2024). Causa síntomas como: neumonitis eosinofílica, miositis localizada, eritema multiforme o manifestaciones oftalmológicas (Scioscia, Beldomenico y Denegri, 2016).

2.6.1.3 Tratamiento

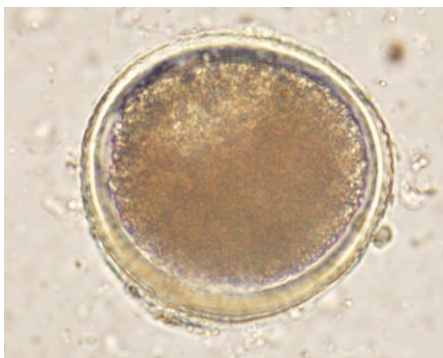
En el caso de este tipo de parasitosis se debe primero realizar un examen clínico completo para ver el estado de salud del paciente. A veces se va a tener que estabilizar al paciente, tratar la deshidratación y en casos más extremos realizar transfusiones de sangre. Posteriormente se pueden

comenzar con la administración de antiparasitarios internos para eliminar a estos gusanos. Se puede administrar lactonas macrocíclicas a dosis de 6-12 mg/kg uso tópico, Benzimidazoles a dosis de 5- 10 mg/kg durante tres días, vía oral y pirantel a dosis de 25-50 mg/kg por vía oral (Herencia, 2024).

2.6.2 *Toxocara cati*

Pertenece a la familia de los nemátodos, comúnmente encontrado en el tracto gastrointestinal de varios huéspedes especialmente gatos, pero también afecta a perros y otros mamíferos carnívoros. Adquieren los nutrientes necesarios para su supervivencia de su huésped principalmente se alimentan de su sangre (Anchundia y González, 2023). La estructura de este parásito es alargado y cilíndrico, puede llegar a un largo de 5-12 cm y es de color rosáceo. Los huevos de este gusano son microscópicos, redondeadas a elípticas, color marrón, con una capa exterior irregular y gruesa con un tamaño de aproximadamente 70-75 μm (Marin, 2023). Este parásito es reconocible por sus anchas alas cervicales, similar a una punta de flecha, lo opuesto a los otros parásitos de la familia de Toxocaridae (Wu, 2022).

Figura 5. Huevo de Toxocara cati



Fuente: (Today's Veterinary Practice, 2022)

Figura 6. Adulto *Toxocara cati*, las alas cervicales



Fuente: (Today's Veterinary Practice, 2022)

2.6.2.1 Ciclo biológico

Otros animales como los cachorros se contagian de estos parásitos a través de la leche de su madre. Se puede transmitir vía lactogénica. Los gatos adultos se pueden contagiar por ingestión de huevos o larvas de este parásito. Estos huevos se eliminan con las heces y son muy resistentes en el ambiente (Herencia, 2024). El felino consume huevos, eclosionan en el estómago y duodeno, se transportan por la circulación a otros órganos y comienzan a producir más huevos hasta que se eliminan nuevamente por las heces. Inclusivamente, puede haber un hospedador intermedio como los roedores, los cuales pueden contribuir a la transmisión de este parásito.

2.6.2.2 Transmisión y epidemiología

La principal ruta de transmisión es a través de vía oral por la ingestión de huevos larvados. Los huevos de este parásito son muy resistentes, por ello es dificultoso eliminarlo del medio ambiente, siendo más propenso una contaminación. Una manera eficaz, pero no siempre sencillo de eliminar a estos huevos es de cubrirlos con hormigón o un pie de grava (Wu, 2022). Otra ruta de transmisión es por los hospedadores intermedios como las ratas y ratones, mientras estén contaminados con este parásito ellos pueden llegar a afectar a la comida y agua que puede ser ingerida por un felino. Por último, la vía lactogénica también es una ruta de transmisión, pero en este caso para los cachorros que estén amamantando de su madre contaminada con *Toxocara cati* (Moreno, 2022).

La toxocariosis como tal es de distribución mundial y es endémica en los países de América, África y Asia, es cosmopolita y más común en zonas templadas y tropicales (Herencia, 2024).

2.6.2.3 Tratamiento

Una vez que se haya confirmado el diagnóstico de *Toxocara cati* se debería aplicar un antiparasitario para la eliminación del gusano. El medicamento está diseñado para destruir y matar al parásito del sistema, el cual puede tener varias presentaciones como jarabes o pastillas. Para este tipo de helminto es recomendable administrar tres tipos de antiparasitarios: piperazina, pirantel o mebendazol. Un buen protocolo de desparasitación se debe realizar cada 30 días y hasta tres meses. Se sugiere realizar una desparasitación previa a vacunación para fortalecer el sistema inmune (Herencia, 2024). En gatitos a partir de las dos semanas de edad se pueden administrar pamoato de pirantel en caso que este infectados en una edad temprano como esta. También se utilizado el febendazol, familia de los benzimidazoles como previamente mencionado el mebendazol (Wu, 2022). Todas estas medidas se realizan para mejorar la salud y el bienestar del animal.

2.7.3 *Toxocara leonina*

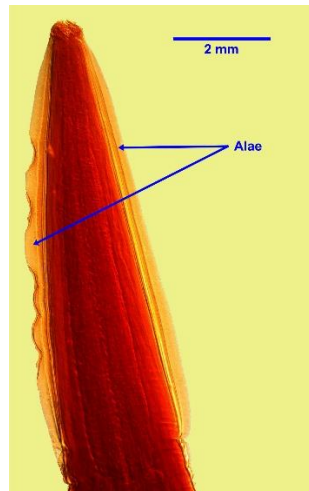
Este parásito es parte de la familia de los nemátodos, el cual es conocido como uno de los gusanos que afectan a los felinos, aunque es el *Toxocara* menos frecuente (Briones, 2019). Es un helminto que se desarrolla en el intestino delgado del huésped, se mantienen en este órgano, no migran a otros lados del cuerpo (López, 2024). Su forma es cilíndrica y alargada, puede llegar a medir 6-15 cm de largo y 0.3 cm de grosor, tiene un color blanquecino y disponen de aletas cervicales en menos tamaño que las que posee la *Toxocara cati*. Los huevos son esféricos u ovaes, pueden llegar a medir 60x80 micras de diámetro y su membrana es gruesa y lisa (Briones, 2019).

Figura 7. Huevo de Toxocara leonina



Fuente: (Lifeder, 2024)

Figura 8. Alas cervicales de Toxocara leonina



Fuente: (Western College of Veterinary Medicine, 2021)

2.7.3.1 Ciclo biológico

Tiene un ciclo de vida directa, pero también puede haber hospedadores intermediarios como los roedores. Comienza a través de la excreción de huevos por las heces de un animal infectado. Un animal sano se contagia por la ingestión de los huevos, ellos eclosionan y se desarrollan en larvas en el intestino del felino, penetrando la pared. Nuevamente migran hacia la luz del intestino y las hembras ponen sus huevos. Los huevos salen otra vez por las heces y comienza de nuevo el

ciclo (Briones, 2019). En el caso que haya el huésped intermedio, los huevos del parásito eclosionan dentro del intestino del roedor, pero las larvas no se mantienen aquí. Ellas migran hacia otros tejidos del animal y permanecen en espera hasta que un felino ingiera al roedor. Una vez comido por el gato, las larvas van hacia el sistema digestivo, se desarrollan ahí y comienzan el ciclo previamente mencionado (López, 2024).

2.7.3.2 Transmisión y epidemiología

Hay dos vías de transmisión para este parásito. La primera es por ingestión directa de los huevos larvados del parásito, la cual es la forma más común de ser infectada (Moreno, 2022). La segunda vía de transmisión es mediante los hospedadores intermedios, ellos pueden contaminar el medio ambiente y el agua o también como las larvas están en el organismo de los roedores, pueden ser ingeridos por los felinos y ser una fuente de contagio de esta manera (Briones, 2019).

2.7.3.3 Tratamiento

El antiparasitario de elección que se puede administrar al paciente es el albendazol. La combinación de este con corticoesteroides ha demostrado resultados favorables cuando existe una inflamación intraocular activa en el paciente (Moreno, 2022). Otro antihelmíntico que se puede administrar es el mebendazol y actúa como el albendazol (López, 2024).

2.8 Cestodos

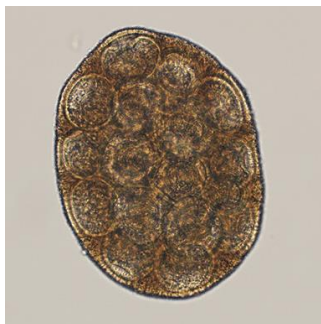
2.8.1 *Dipylidium caninum*

Este parásito intestinal es uno de los principales cestodos que afectan no solo a felinos, pero también a caninos domésticos en mayor cantidad. Este cestodo consiste de una morfología diferente a los nemátodos, tiene una secuencia de segmentos denominados proglótides, es de color blanco, mide entre 10-70 cm de largo y tiene un escólex con diámetro de <0.5 mm (Anchundia y González, 2023). En los adultos también tienen cuatro ventosas musculares que utilizan para

mejorar adherencia y desplazamiento y en el extremo del escólex está equipado con una estructura retráctil llamado róstelo que tiene cuatro a siete hileras de pequeños ganchos (Herencia, 2024).

Así como va madurando el parásito, las proglótides van creciendo, puede llegar a tener de 50-150 de ellos (Villamarín, 2021). También desarrolla órganos geniales, en esta familia de parásitos si hay hembras y machos. Estas proglótides tienen forma de pepino y a menudo se confunden con larvas de mosca, pero son el signo principal utilizado para diagnosticar dipilidiasis (Santhakumari, 2023). Los huevos de este parásito miden 20x45 micras, en un extremo es más delgado y mide 0.5 mm. Estos suelen ser encapsulados y contiene 5-30 huevos en la cápsula (Rousseau, Castro, Novo, y Maia, 2022).

Figura 9. Huevo de Dipylidium caninum



Fuente: (Today's Veterinary Practice, 2023)

Figura 10. Proglótides de Dipylidium caninum



Fuente: (Today's Veterinary Practice, 2023)

2.8.1.1 Ciclo biológico

El *Dipylidium caninum* tiene un ciclo de vida indirecto, por el hecho que hay un hospedador intermediario como son las pulgas y ocasionalmente los piojos. Por esta razón también es conocido como “tenia de pulgas” porque es causado por una tenia y transmitido por sus hospedadores intermedios (Santhakumari, 2023). El ciclo comienza por la ingestión de los huevos en estadios larvarios por las pulgas o piojos. Dentro de estos, se desarrollan hasta llegar a la fase larval (Villamarín, 2021). También puede comenzar la forma de contagio a través de la ingestión de proglótides, las cuales son excretadas en las heces por un hospedador infectado. Estas proglótides son ingeridas por las larvas de las pulgas y se desarrolla el parásito al mismo tiempo que va creciendo la pulga a adulta (Anchundía y González, 2023). Los caninos o felinos ingieren estas pulgas infectadas y el parásito comienza su segundo desarrollo a adulto en estos huéspedes. Los humanos también pueden ser contagiados por la ingestión de pulgas de la misma forma que se enferman los animales (Herencia, 2024).

2.8.1.2 Transmisión y epidemiología

El principal modo de contagio de este parásito es por los hospedadores intermediarios como son las pulgas. Una vez que una pulga ingiera los huevos del *Dipylidium caninum* se infecta y es una forma de transmisión. Esto ocurre más cuando los animales no han tenido una forma correcta de desparasitación interna y externa, por lo cual las pulgas se pegan a las mascotas por falta de una pipeta o pastilla antipulgas y se infectan si tampoco han sido tratados con desparasitantes internos (Anchundía y González, 2023). Por el hecho que los felinos son animales de compañía y a veces no tienen una correcta desparasitación pueden ser una forma de contagio para los humanos. Como tal la dipilidiosis humana se ha encontrado en lugares como Estados Unidos, China, Japón y América Latina (Villamarín, 2021). La dipilidiosis como tal es una enfermedad de distribución

mundial y más propenso en áreas que hay animales domésticos como son los perros y gatos. Adicionalmente la combinación de este factor con temperaturas óptimas, humedad y tiempo de exposición regulan la supervivencia de este parásito y sus huevos en el medio ambiente (Villamarín, 2021).

2.8.1.3 Tratamiento

Una opción de tratamiento para este parásito es el praziquantel, lo cual es un desparasitante que se puede colocar intramuscular a dosis de 5 mg/kg o se podría administrar por vía oral dependiendo de la presentación de fármaco (Herencia, 2024). Otro tratamiento también es el febendazol a dosis de 50 mg/kg vía oral cada 24 horas por 3 días o la niclosamida a dosis de 157 mg/kg vía oral. Adicionalmente la epsiprantel es otro antihelmíntico utilizado contra cestodos, este a dosis de 2.8 mg/kg vía oral (Foreyt, 2001).

2.9.2 *Taenia taeniaeformis*

Es un parásito que se considera una tenía ciclofilidica que se encuentra en el intestino delgado de los felinos domésticos (Briones, 2019). Consiste de una longitud de 50-60 cm, un escólex de 1.7 mm de ancho y un rostelo con 26-52 ganchos grandes de un tamaño 0.38-0.42 mm. Este cestodo destaca por su cuello que prácticamente está ausente y tiene proglótides posteriores con forma de campana aplanada (Herencia, 2024). Adicionalmente en los adultos, tiene unas ventosas prominentes y dirigidas hacia afuera.

La forma larvaria, cisticerco, de este parásito se desarrolla en el hospedador intermediario. Como tal en este huésped alcanza un tamaño de hasta 6-12 cm y llegar a permanecer en el huésped definitivo 60 días después de la infección. Por el hecho que el cisticerco se desarrolla en el huésped intermediario también se conoce al parásito como *Strobilocerus fasciolaris* (Briones, 2019). Estas larvas infectan a varios órganos de los hospedadores intermediarios como músculos, cerebro,

corazón e hígado. Los huevos de este cestodo son esféricos y su tamaño es de 17-21 micras (Herencia, 2024).

Figura 11. Huevo de Taenia taeniaeformis



Fuente: (TroCCAP)

2.9.2.1 Ciclo biológico

Para poder completar el ciclo de vida este parásito necesita de dos hospedadores, el intermediario donde se desarrolla y el definitivo donde completa el ciclo y demuestra signos clínicos. Los hospedadores intermediarios son los roedores como las ratas y los conejos en los cuales se da la fase larval y de desarrollo (Herencia, 2024). En otras literaturas también se dice que las pulgas pueden ser transmisores de este parásito (Briones, 2019). Los roedores infectados propagan el contagio a diferentes alimentos o agua lo cual es un medio de transmisión del parásito hacia los felinos. La etapa de larva se desarrolla en el hígado en estos huéspedes. Los felinos casan a estos roedores y se llegan a infectar del parásito. En ellos termina su ciclo de vida en el intestino donde maduran y ponen huevos y así rompen el externo de la tenía y abandonan el cuerpo por las heces de estos huéspedes definitivos o arrastrándose a través del ano (Briones, 2019). Una vez en el exterior, las proglótides se desintegran y liberan los huevos en el medio ambiente y así se contagian los hospedadores intermediarios.

En la pulga el ciclo de vida es un poco diferente, como tal la pulga come los huevos y cuando esta adentro esos huevos eclosionan, van hacia el intestino y se desarrollan en cisticercoides. Cuando la pulga llega a ser adulta se sube al felino y contamina el pelaje del gato. Esto causa prurito y el felino se comienza a morder, ingiriendo cualquier pulga infectada que este en el pelaje. Cuando la pulga llega al intestino del felino, se descompone y se libera el cisticercoide, El cual se adhiere a la pared del intestino y se desarrolla hasta comenzar el ciclo de nuevo (Briones, 2019).

2.9.2.2 Transmisión y epidemiología

Como antes mencionado la principal forma de transmisión es la directa ingestión o la casadera de los hospedadores intermediarios como son los roedores o los conejos. Una vez que entran en contacto de estas formas, se pueden contagiar de este cestodo. La contaminación de fuentes de alimento o de agua también puede ser una forma de transmisión de *Taenia taeniformis*. Como tal la teniasis están distribuidas a nivel mundial, es común en regiones como Europa Oriental, Rusia, África Oriental y América Latina. Los humanos se llegan a contagiar principalmente por la ingestión de carne cruda especialmente la carne que proviene de los roedores infectados. También puede incrementar el riesgo de infección en áreas destinadas para la alimentación de ganado o en aguas residuales por el simple hecho que estos roedores pueden estar en estas zonas y contaminar el ambiente para otros animales (Herencia, 2024).

2.9.2.3 Tratamiento

La opción más correcta para la eliminación de helmintos son los anti-helmintos como el praziquantel en este caso. Se administra a dosis de 5 mg/kg por vía oral (Herencia, 2024). En el libro de William J. Foreyt de Veterinary Parasitology, describe que otros tratamientos también pueden ser el febendazol a dosis de 50 mg/kg vía oral cada 24 horas por 3 días o mebendazol a dosis de 22 mg/kg vía oral cada 24 horas por 3-5 días. Inclusivamente describe que el epsiprantel

puede ser otra opción de tratamiento, es un fármaco que es exclusivo para los cestodos en este caso las tenías y se administra a dosis de 2.8 mg/kg vía oral (Foreyt, 2001).

2.10 Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos

El diagnóstico de parásitos es la aplicación de diferentes métodos o técnicas que permiten identificar estos patógenos en un organismo. Se pueden encontrar en forma adulta, en sus formas de transmisión como quistes, ooquistes, huevos, embriones o larvas. En casos de parasitismos patentes se puede diagnosticar con diagnóstico parasitológico y en no patentes se realiza el diagnóstico inmunológico (Cordero del Campillo, et al., 2001). El diagnóstico mediante coprología parasitaria consiste en varios métodos de identificación y evaluación de los parásitos. Existe una serie de técnicas, pero se especifican por especie de parásito y a que grupo pertenece para poder determinar cuál es la más eficiente. Por ello se debe realizar un buen historial clínico para tener una mejor idea que parásito está en el organismo y que técnica coprológica se debe utilizar. Como tal un examen coprológico carece de una precisión del 100% para determinar si el animal está o no está parasitado. Una recomendación para mejor efectividad y precisión es de realizar al menos 3 exámenes coprológicos en muestras recogidas en días alternos del mismo animal (Cordero del Campillo, et al., 2001).

2.10.1 Recolección y transporte de la muestra

Para poder realizar un buen coproparasitario, se debe saber cómo recoger una buena muestra de heces. Las heces que van a ser analizadas deben ser frescas para mejores resultados, lo ideal fuera de recoger las heces de una manera rápida y eficiente luego de que haya salido del animal, se debe recoger al menos 10 g de heces frescas. Para más seguridad lo mejor sería de obtener la muestra directamente del recto del animal. Cuando el animal haya depositado la muestra o se haya

extraído del recto, se coloca en un recipiente para este tipo de muestras o en una bolsa plástica sellada, pero asegurando que no haya mucho aire en el interior junto con las heces (Ortiz, 2014). Todas las muestras que se recogen siempre se deben rotular para evitar confusiones y saber a quién pertenece la muestra (Cordero del Campillo, et al., 2001). Posteriormente, se deben llevar al laboratorio para ser analizadas.

Existen ocasiones en las cuales no se pueden analizar de inmediato las muestras, en estos casos existen dos procesos que se pueden tomar. El uno sería de refrigerar las muestras, esto asegura que se mantenga hasta por cinco días, pero lo ideal fuera de evitar completamente este proceso. Si se sobrepasan de las dos horas la muestra se debe mantener en una temperatura de 4°C hasta que se pueda realizar el coproparasitario (Foreyt, 2001). La otra sería de utilizar formol al 10% en una porción de 3:1 y que sea mezclado bien. Este método permite la conservación indefinida, pero inhabilita procesos que requieren analizar parásitos vivos (Ortiz, 2014).

2.10.2 Procesamiento de la muestra

El procedimiento de coproparasitario se lleven a cabo en laboratorios de parasitología veterinaria o en laboratorios clínicos veterinarios. En estos procesos se deben tomar en cuenta siempre las medidas de bioseguridad por el hecho que algunos tipos de parásitos tienen un potencial de ser zoonóticos. Por esto es importante que el laboratorista sepa sobre los diferentes ciclos de vida de cada parásito y las precauciones necesarias. En un libro explica que las muestras fecales de los rumiantes y equinos tienen un bajo nivel de transmisión a comparación de las muestras obtenidas de caninos, felinos y porcinos (Ortiz, 2014).

Existen veces en las cuales un examen coproparasitario puede resultar siendo falsos negativos. El paciente tiene signos clínicos en las cuales se puede llegar a la conclusión que presenta un

parasitismo, pero sale negativo la muestra, en estos casos se debe reevaluar recogiendo una nueva muestra en dos o tres días, es recomendable repetir hasta tres veces si todavía sale negativo. También cuando una muestra es recogida muy temprano después de un tratamiento parasitológico pueden generar falsos negativos. Por esta razón se debe esperar por lo menos dos semanas para evaluar la muestra (Ortiz, 2014).

2.10.3 Técnicas para analizar muestras

A partir de la recolección de datos del paciente para la historia clínica y de la muestra fecal, se puede determinar que método se va a utilizar para analizar las heces. Existen dos grupos de métodos: los físicos y los fisicoquímicos o difásicos. Entre los físicos están los métodos de sedimentación y flotación. En los difásicos existen dos etapas: la separación de los residuos que tienen un peso diferente al de los parásitos y la concentración por sedimentación de los parásitos ya aislados (Cordero del Campillo, et al., 2001). También existe el diagnóstico inmunológico, en el cual se realiza una prueba intradérmica y se mide el nivel de antígenos que tiene el paciente de un parásito en específico como es el *T. pisiformis*, *T. hydatigena*, *D. caninum* (Romero, 1990).

2.10.3.1 Técnica Directa

Este método hace referencia al frotis directo, esto ocurre cuando se disuelve una partícula pequeña de heces en una gota de solución salina fisiológica. Esta tiene algunas ventajas sobre el resto de técnicas, las cuales son: no tiende a deformar larvas, permite observar la movilidad de amebas y larvas de nematodos. También tiene desventajas como son: solo se puede examinar una pequeña porción de heces, es efectiva donde hay una alta concentración de huevos, es difícil identificar los huevos y no es fácil obtener resultados cuantitativos (Figuroa, et al., 2015).

El procedimiento de esta técnica es el siguiente:

1. Sobre un portaobjetos se coloca de manera separada, una gota de solución salina fisiológica y una de Lugol.
2. Con un aplicador se deposita una muestra de 1-2 mg y se mezcla con la solución salina fisiológica.
3. Con ese mismo aplicador se retira los fragmentos gruesos del portaobjetos.
4. Se coloca un cubreobjetos por encima.
5. Se repite el proceso, pero con la gota de Lugol.
6. Se observa bajo un microscopio con los objetivos de 10x y 40x (Figuroa, et al., 2015).

Figura 12. Técnica Directa procedimiento



- 1) Colocación de una gota de solución salina en el lado izquierdo y otra gota de Lugol en el lado derecho, 2) Colocación de una pequeña porción de muestra de heces en cada gota y se mezcla, retirar el material grueso y observar en el microscopio.

Fuente: (Figuroa, et al., 2015)

2.10.3.2 Técnica de Flotación

La técnica destacada en este proyecto es la de flotación, la cual es la que típicamente se utiliza para diagnosticar parásitos. Este test lo que hace es concentrar los huevos y los ooquistes presentes en las heces en una solución para poder analizar y visualizar mejor los parásitos (Foreyt, 2001). Existen variantes de esta técnica, pero todas se fundamentan en que esos huevos y ooquistes floten

en una solución más densa que el agua. Como tal se pueden observar huevos de nematodos, ooquistes de protozoarios y huevos de cestodos. En esta técnica lo que cambia es la solución, existen algunas que tienen diferentes resultados. Las dos básicas con la solución de sal y la de azúcar, la cual descrita en por (Foreyt, 2001) tiene mejores resultados que la solución de sal. También se puede utilizar sulfato de zinc al 33%, biyoduro de mercurio y nitrato sódico. En otras literaturas también se usa sulfato de magnesio al 35% y la solución de Sheather o sobresaturada de azúcar (Figueroa, et al., 2015). La diferencia entre todas es que sus densidades van a variar y dependiendo de eso se puede ver mejor o peor los huevos de los parásitos (Cordero del Campillo, et al., 2001). La sal común tiene una densidad de 1.120 a 1.200, el sulfato de zinc al 33% tiene 1.180 a 1.200, el sulfato de magnesio al 35% tiene 1.220 a 1.280, la solución de Sheather tiene 1.300 y el nitrato sódico tiene 1.200 a 1.360. El rango de densidad va depender de la cantidad de soluto y la temperatura (Figueroa, et al., 2015).

El procedimiento es el siguiente:

1. Depositar aproximadamente 5 g de heces dentro de un vaso.
2. Se añade 1 ml de solución saturada de azúcar hasta mezclar bien y que se haga una pasta.
3. Nuevamente se añade 60-100 ml de solución saturada hasta formar una mezcla homogénea.
4. Esta suspensión se debe pasar por un colador y ser depositada a un segundo vaso para eliminar partículas muy grandes.
5. Se deja reposar por 15 a 20 minutos en el vaso o se puede transferir a un tubo de ensayo y ahí dejarle reposar ese tiempo junto con un cubreobjetos.
6. Como tal esta técnica utiliza gravedad como un factor en el procedimiento, los huevos van a flotar hacia la superficie de la solución. Si la gravedad es muy baja los huevos no van a flotar y si hay una gravedad muy alta los huevos se van a romper o mucho contenido flota

a la superficie y menora la efectividad de la muestra. La gravedad específica que es más efectiva es entre 1.2 y 1.3 (Foreyt, 2001).

7. Con un asa se va a tomar la muestra del vaso y antes de hacerlo se pasa por una flama para asegurarse que no se va quedar algún huevo u ooquiste.
8. De la superficie se toma tres gotas con el asa y se las coloca en un portaobjetos o si se utilizó el método con el tubo de ensayo, se le quita el cubreobjetos y se le coloca en un portaobjetos.
9. Observar al microscopio con el objetico de 10x (Figueroa, et al., 2015).

Figura 13. Técnica de Flotación procedimiento



- 1) Colocación de una pequeña cantidad de heces en un vaso. 2) Agregar la solución saturada a las heces. 3) Mezclar bien hasta forma una pasta. 4) Agregar nuevamente solución saturada, entre 60 a 100 ml. 5) Pasar la mezcla por un colador a otro vaso. 6) Dejar reposar por 15 a 20 minutos. 7) Flamear el asa. 8) Colectar tres gotas de la superficie de la muestra. 9) Colocar las gotas en un portaobjetos y observar bajo un microscopio.

Fuente: (Figueroa, et al., 2015)

2.10.3.3 Técnica de Faust

Previamente cuando esta técnica fue utilizada tenían un elevado potencial de destrucción de estructuras parasitarias. Una vez combinado con al menos 13 tipos de reactivos, se dio mejores resultados. Era más empleada en análisis de muestras en humanos y luego fue utilizada en muestras fecales de caninos y felinos especialmente para identificar *Giardia lamblia*, huevos de cestodos y nematodos. En este método se usa una solución de alta densidad para que las estructuras parasitarias con menos peso puedan flotar y mantener su estructura normal. Esta muestra se centrifuga para separar elementos con importancia y desechos (Figueroa, et al., 2015).

El procedimiento se describe de esta manera:

1. Se coloca aproximadamente 5 g de heces en un vaso y se mezcla con 50 ml de agua destilada.
2. Se deposita la suspensión en el tubo de centrifuga y se procede a centrifugar a 650 g por 2 minutos.
3. Decantar el sobrenadante y mezclar de nuevo con agua destilada. Esto se vuelve a centrifugar mientras se tira el sobrenadante. Se vuelve hacer el proceso hasta que el sobrenadante quede transparente.
4. Cuando este transparente el sobrenadante resuspender la pastilla de sedimento con la solución salina saturada de sulfato de zinc y centrifugar a 650g por 2 minutos.
5. Se retira el tubo de la centrifuga y se deposita en una gradilla y a partir de aquí se puede realizar tres procesos para obtener la muestra para analizar.
 - a. Con un asa de alambre caliente, se toma tres gotas del líquido de la superficie y se coloca en un portaobjetos para la observación al microscopio.

- b. Nuevamente con el asa se toma una gota del líquido de la superficie y se coloca en el portaobjetos, a esta gota se deposita una gota de Lugol y sobre ello un cubreobjetos para observar bajo un microscopio.
 - c. Después que ya se haya acabado el tiempo en la centrifuga, se adiciona al tubo solución saturada de sulfato de zinc hasta llenar y formar un menisco en la superficie. Esto se deja reposar por 10 minutos y se coloca sobre el menisco un cubreobjetos en su totalidad y después poner sobre un portaobjetos en el cual que debe estar una gota de Lugol para observar bajo el microscopio.
6. Observar muestras debajo del microscopio con el objetivo de 10x, después si hay estructuras que lo requieren se puede pasar al 40x (Figuroa, et al., 2015)

Figura 14. Técnica de Faust procedimiento



- 1) Colocar una muestra de heces en un vaso. 2) Agregar agua a las heces. 3) Mezclar bien para disolver la muestra. 4) Pasar por un colador la mezcla a otro vaso. 5) Depositar la dilución en un

tubo cónico. 6) Colocar el tubo en una centrifugadora y centrifugar. 7) Decantar, 8) Resuspender el botón con agua, 9) Centrifugar nuevamente. 10) Repetir los pasos 7 a 9 hasta que el sobrenadante este claro. 11) Resuspender el botón con Sulfato de Zinc, 12) Centrifugar nuevamente. 13) Colectar una muestra de la superficie y colocar en un portaobjetos. 14) Llenar el tubo cónico con Sulfato de Zinc hasta formar un menisco convexo y colocar un cubreobjetos por encima. 15) Retirar el cubreobjetos y colocarlo en un portaobjetos.

Fuente: (Figueroa, et al., 2015)

2.10.3.4 Técnica de Sedimentación

La técnica de sedimentación es económica, sencilla, tiene una capacidad de tratar grandes volúmenes de heces y tiene una especificidad para formas parasitarias de gran densidad. Se le realiza para determinar la presencia de huevos de trematodos. Esta técnica tiene buenos resultados para visualizar parásitos como la *Fasciola spp* y *Strongyloides*, en otras literaturas dice que también se puede visualizar *P. cervi*, *Cotylophoron spp.*, *Calycophoron*, ocasionalmente *Dicrocoelium dendriticum*, *Paragonimus* en perros y *Macrocanthorrhynchus* en cerdos (Figueroa, et al., 2015). Hay varios métodos dentro de esta técnica, tales como: Faust e Ingalls, con agua glicerina; Jahnes y Hodges, con alcohol etílico; Baroody y Most, de sedimentación/centrifugación; Van Comeren, modificado por Gregoire, de detergente (Cordero del Campillo, et al., 2001).

El procedimiento de esta técnica es la siguiente:

1. Colocar en un frasco 5 g de heces y mezclarlo con agua para disolverla.
2. Pasar a otro frasco a través de un colador para eliminar fragmentos demasiado grandes.
3. Mezclar agua en el líquido colado hasta llenar el frasco.
4. Se deja reposar 5 minutos, se procede a decantar y volver a resuspender el sedimento con agua. Esto se repite hasta que la solución está clara.
5. Decantar y pasar el sedimento a una caja Petri.

6. Colocar la caja debajo de un microscopio y observar con el objetivo 10x (Figuroa, et al., 2015).

Figura 15. Técnica de Sedimentación procedimiento



- 1) Homogenizar la muestra, 2) Pesar 5 g de muestra, 3) Colocar en un vaso y agregar agua para disolver. 4) Pasar la mezcla por un colador a otro vaso. 5) Dejar reposar la dilución por 5 minutos. 6) Decantar la muestra y nuevamente llenarla con agua, repetir este paso hasta que la solución esté clara. 7) Pasar el sedimento a una caja Petri. 8) Visualizar con un microscopio.

Fuente: (Figuroa, et al., 2015)

2.10.3.5 Técnica de Graham

Esta técnica se utiliza cuando las proglótides de algunos cestodos como el *Dipylidium* se quedan pegadas alrededor del ano. Esto ocurre cuando los parásitos hembras salen por el esfínter anal para depositar sus huevos, Cuando pasa la ovoposición los huevos salen acompañados de una sustancia gelatinosa que hace que se adhiera a la región perianal. También funciona esta técnica

con *Oxyuris* en equinos, *Passalurus* en conejos, *Skjabinema* en ovejas y cabras, *Shyphacia* en ratas y ratones (Figuroa, et al., 2015).

Los pasos para realizar esta técnica son:

1. Utilizar una cinta transparente y apegar el lado adhesivo en la zona perianal del paciente, pero no con mucha fuerza.
2. Retirar la cinta con la impronta y pegarlo en un portaobjetos.
3. Observar debajo de un microscopio (Figuroa, et al., 2015).

Figura 16. Técnica de Graham procedimiento



1) Colocación de la cinta transparente en los dedos pulgar e índice, dejando la parte adhesiva hacia afuera. 2) Centrar la cinta y pegar justo en la zona anal. 3) Pegar la cinta con la impronta en un portaobjetos. 4) Recortar los extremos sobrantes de la cinta y observar en el microscopio.

Fuente: (Figuroa, et al., 2015)

2.10.3.6 Técnica de McMaster

Esta es una técnica cuantitativa para analizar la eliminación de huevos de parásitos presentes en las heces del paciente. Se basa en el uso de una solución saturada, la cual permite que los huevos u ooquistes floten y puedan ser observados. Estos se contabilizan con la cámara de McMaster para determinar la cantidad por gramo de heces. Esta cámara cuenta con dos compartimientos, cada uno midiendo un cm cuadrado, tiene una altura de 0.15 cm dando una suma de 30 ml entre los dos compartimientos. Lo que se hace el procesar la muestra de heces con la técnica de elección, utilizando un gotero o pipeta se llena los dos compartimientos de la cámara y se deja reposar por 1-2 minutos. Luego se coloca la cámara debajo del microscopio para observación utilizando el objetivo de 10x. Ahí es cuando se puede contabilizar el número de huevos que hay en esa muestra (Figuroa, et al., 2015)

Figura 17. Llenado de los compartimientos de la Cámara de McMaster



Fuente: (Figuroa, et al., 2015)

2.11 Resumen del estado del arte estudio del problema

Los parásitos son organismos que viven a expensas de otros seres vivos y pueden causar múltiples enfermedades en los felinos domésticos, afectando distintos sistemas como el digestivo, respiratorio y cardiaco. Se clasifican en endoparásitos (helmintos y protozoos) y ectoparásitos

(pulgas, garrapatas, piojos), y algunos pueden transmitir zoonosis a los humanos, como *Toxocara spp.*, *Ancylostoma caninum*, *Dipylidium caninum* y *Taenia taeniaeformis*. El diagnóstico se realiza principalmente mediante técnicas de coprología como flotación y sedimentación. Entre los parásitos más comunes en gatos destacan *Ancylostoma tubaeforme*, *Toxocara cati*, *Toxocara leonina*, *Dipylidium caninum* y *Taenia taeniaeformis*, cada uno con ciclos biológicos y formas de transmisión específicas, frecuentemente relacionadas con el ambiente, pulgas o roedores; su tratamiento incluye antiparasitarios como praziquantel, benzimidazoles, pirantel, piperazina o lactonas macrocíclicas, dependiendo del helminto involucrado.

Autores como Anchundia y González en el año 2023 contribuyeron a la información sobre los tipos de parásitos y los grupos en cuales se dividen en su estudio sobre Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos en el parque forestal de Guayaquil, Ecuador, al igual que los efectos negativos que provocan estos parásitos en los felinos. Otro autor como Foreyt, autor del libro *Veterinary Parasitology* contribuye con datos sobre los parásitos de varias especies no solo gatos y las descripciones de cada uno de ellos.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Materiales físicos

3.1.1 Materiales de oficina

Tabla 1. *Materiales de oficina*

Descripción	Cantidad
Marcador	1
Hojas papel	10

3.2 Materiales de campo

Tabla 2. *Materiales de campo*

Descripción	Cantidad
Formulario de registro de datos	10
Mascarillas	1
Filipina	1
Guantes	20
Gasas	120
Recipientes de muestras fecales	114
Paletas	50

3.3 Materiales de laboratorio

Tabla 3. *Materiales de Laboratorio*

Descripción	Cantidad
Microscopio	1
Tubos de ensayo	100
Gradilla plástica	1
Porta objetos	100
Cubre objetos	50
Vasos descartables	10
Pipetas Pasteur	500
Solución salina saturada	1

3.4 Diseño

En esta investigación se realizó un estudio descriptivo y deductivo, de tipo transversal, debido a que se buscó determinar la prevalencia de parásitos intestinales en felinos domésticos que se encuentran en la ciudad en un momento determinado dentro de la población. Se calculó la prevalencia de parásitos intestinales y el enfoque fue un análisis cuantitativo para determinar la presencia de estos microorganismos en la población felina, para ello se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje} = \frac{\text{número de casos positivos}}{\text{número de la población}} \times 100$$

3.5 Población y muestra

El tamaño de muestras, se calculó en función del tamaño mínimo de muestras que acuden a la clínica veterinaria por semana en el tiempo determinado. Se tomó en cuenta el nivel de confianza

del 95% = 1.96 con una prevalencia del 47% = 0.47. En base al cálculo de poblaciones finitas la muestra será de 113 felinos.

$$\text{Fórmula: } n = \frac{NZ^2pq}{e^2(N-1)+Z^2pq}$$

$$\text{Cálculo: } n = \frac{(160 [1.96]^2(0.47)(1-0.47))}{([0.05]^2(160-1)+(1.96)^2(0.47)(1-0.47))} \approx 113 \text{ muestras}$$

3.6.1 Investigación de campo

3.6.2 Recolección de las muestras fecales

La población óptima fue felinos domésticos de la zona urbana de la ciudad de Azogues, de los cuales se tomó muestras fecales para analizar si tienen parásitos, y, si el resultado fue positivo se procedió a identificar que parásito tiene el animal. La práctica como tal se llevó a cabo en la Clínica Veterinaria Pet's Room en la ciudad de Azogues, ubicada en la Av. 24 de mayo y Cacique Tenemaza. En esta clínica se obtuvo las muestras de los pacientes felinos que acudan para servicio médico y se utilizó el laboratorio para el análisis de aquellas muestras.

La muestra fue tomada directamente del arenero del animal con la ayuda de su propietario. Las heces fueron colocadas en recipientes para muestras fecales y rotuladas con los datos del paciente, nombre del propietario, edad, sexo, desparasitación previa y fecha. Aquellas muestras fueron colectadas por los propietarios y luego movilizadas a la clínica junto al gato de cual pertenece la muestra. Posteriormente se realizó una evaluación clínica del paciente y la muestra fue transportada al laboratorio de la clínica para su análisis coprológico.

3.6.3 Procedimiento de la técnica de Flotación

En la técnica de flotación con solución salina saturada se debe preparar previamente la solución, en un galón de agua destilada se mezcla sal de mesa hasta que se satura la solución.

Posteriormente se puede continuar con el análisis coproparasitario. Este método es recomendado para poder visualizar los parásitos intestinales que afectan a los felinos, la técnica de flotación consiste en:

- Extraer la muestra de heces de un tamaño considerable, aproximadamente 3 gramos y colocar en un recipiente.
- Verter la solución salina saturada al recipiente que contiene la muestra de heces y mezclar bien. Filtrar la mezcla en una gasa de doble capa a otro recipiente, y posteriormente pasar la suspensión a un tubo de ensayo hasta que se llene el tubo, dejando un menisco convexo en la parte superior del tubo.
- Colocar un cubreobjeto en el tubo de ensayo y dejar 15-20 minutos, cuando se acabe el tiempo se retira el cubreobjeto y se coloca encima de un portaobjeto para poder observarlo con un microscopio.
- En el microscopio se va a visualizar los huevos de los helmintos que parasitan al huésped (Foreyt, 2001).

3.7 Estadística

Se realizó una tabulación de datos, se determinó cuantos felinos salieron positivos y negativos a parásitos y se luego se convirtió en porcentajes para medir la prevalencia exacta de los diferentes parámetros: edad, sexo, desparasitación.

3.8 Operacionalización de variables

3.8.1 Variable dependiente (*muestra de heces*)

Tabla 4. *Variables dependientes*

Concepto	Categoría	Indicadores	Índice
Muestra de heces	Felinos	- Número de animales	Número
		- Cantidad de heces	Gramos (g)

3.8.2 Variables independientes (*parásitos intestinales*)

Tabla 5. *Variables independientes*

Concepto	Categoría	Indicadores	Índice
Edad	Físico	- <i>Toxocara cati</i>	- Positivo o negativo
Sexo		- <i>Toxocara leonina</i>	- Positivo o negativo
Desparasitación		- <i>Dipylidium caninum</i>	- Positivo o negativo
		- <i>Taenia taeniaeformis</i>	- Positivo o negativo
		- <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	- Positivo o negativo

3.9 Consideraciones éticas

El estudio se realizó conforme a los principios de bienestar animal, evitando cualquier procedimiento que causó dolor, estrés o algún tipo de sufrimiento en el paciente que se obtuvo las muestras. La obtención de muestras fecales se dio a cabo mediante un método no invasivo, sin una manipulación brusca o forzada. No se comprometió la salud física ni mental de los pacientes a causa de este estudio.

Como tal a través de todo el procedimiento del muestreo se cumplió algunos estándares que están establecidos en la ética aplicada en caso de utilizar animales para estudios científicos. En la revista de Bioética se describió unos puntos clave que también se aplicó en la tesis como:

1. “El experimento se debe basar en el conocimiento previo de la enfermedad o problema en estudio.
2. Se debe evitar todo el daño y sufrimiento innecesario en los animales durante los experimentos.
3. Brindar los cuidados adecuados los animales según su etología.
4. Evitar el dolor innecesario, sufrimiento, estrés o lesiones prolongadas”. (Cardozo de Martínez y Mrad de Osorio, 2008, p.50)

Los cuatro puntos se aplicaron en totalidad, siempre siendo el enfoque de evitar cualquier situación de estrés ya que se utilizaron felinos y estas especies son muy sensibles al manejo y cambios en su vida.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1.1 Resultados

El presente estudio encontró *Ancylostoma tubaeforme*, el único parásito presente en las muestras analizadas. Se recogió muestras de heces de 113 gatos de la zona urbana de la ciudad de Azogues y mostró una prevalencia de 7,08% (8/105).

4.1.2 Prevalencia de parásitos intestinales en felinos

Tabla 6. *Prevalencia total de parásitos intestinales en felinos*

+/-	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
NEGATIVO	105	92,92 %	86,53 %	96,89 %
POSITIVO	8	7,08 %	3,11 %	13,47 %
Total	113	100,00 %		

Esta investigación se basó en 113 gatos, presentó una prevalencia de 7,08% (8/113). El resto de ellos fueron negativos, con el 92,92% (105/113). En la investigación de Gallegos (2012) sobre la prevalencia de parásitos intestinales y externos en gatos domésticos, resultó positivo el 5% (2/40) de una población de 40 gatos y 95% (38/40) fueron negativos, lo que indica un porcentaje similar al de este estudio.

En el estudio de Calle y Guartán (2022) sobre diagnóstico zoonótico parasitario de caninos y felinos, utilizó una base de 100 muestras fecales de felinos, los cuales fueron animales únicamente de casa y su prevalencia fue 58% (58/100) en la zona urbana del cantón de Cañar. Las muestras fueron recogidas de areneros, 24 de las muestras tomadas fueron recogidas del propietario y 76 de ellas por los propios investigadores. Como lo descrito en la investigación de Moreno (2022) sobre

parasitosis en gatos de Querétaro, obtuvo una prevalencia de 89,4% (161/180), estas muestras se obtuvieron de gatos con propietario y sin propietario. De las 180 muestras que se analizaron, 92 vinieron de gatos que pertenecen a un hogar y 88 eran de gatos en condiciones de calle. Estas dos investigaciones tuvieron una mayor diferencia en prevalencias a comparación de la del presente estudio, son porcentajes mucho más altos.

En nuestro estudio se utilizó una población únicamente de felinos que se atendían en la Clínica Veterinaria, regularmente acudían a obtener atención médica en este lugar. A lo opuesto en el caso de los estudios de Calle y Guartán en el 2022 y de Moreno también en el 2022. Ellos no utilizaron una población de pacientes de una Clínica Veterinaria, sino utilizaron poblaciones de felinos los cuales se encontraban en condiciones de casa y de calle, sin saber si tenían atención médica con frecuencia. Por ello, existen prevalencias mucho más altas a comparación de la prevalencia de 7,08% del presente estudio.

4.1.3 Prevalencia de parásitos intestinales según la edad

Tabla 7. *Prevalencia de parásitos intestinales por edad*

Edad	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Adulto	48	45,71 %	35,96 %	55,72 %	3	37,50 %	8,52 %	75,51 %
Cachorro	46	43,81 %	34,14 %	53,83 %	4	50,00 %	15,70 %	84,30%
Geriátrico	11	10,48 %	5,35 %	17,97 %	1	12,50 %	0,32 %	52,65 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

En la presente investigación, se resaltó la presencia de positivos según la edad con el 37,50% (3/8) para adultos, el 50,00% (4/8) para cachorros y el 12,50 % (1/8) para geriátricos. Con estos resultados se puede destacar que los cachorros fueron los más susceptibles a los parásitos, seguidos por los adultos y al último los geriátricos. Este dato es manifestado en estudios previos como el de Marin, (2023), en el cual destaca que, tanto a nivel nacional como internacional, las parasitosis tienden a manifestarse con más frecuencia en cachorros o menores a dos años, que en animales adultos o de mayor edad. En el estudio de Lorenzini, Tasca y De Carli (2007) en la ciudad de Porto Alegre, de los 228 felinos, el 30% de felinos positivos tenían una edad entre 0-6 meses y el 20% tenían una edad de 7-12 meses. Existe una diferencia en porcentajes a comparación de los otros rangos de edades que encontraron casos positivos como de 13-24 meses con el 10% y más de 49 meses con el 15%.

Si bien es verdad que un felino se puede contagiar a cualquier edad, los cachorros son más propensos por el contacto que tienen con la madre. Por vía lactogénica pueden infectarse con parásitos y por el hecho que todavía son vulnerables y que no tienen muchas defensas, las infestaciones pueden ser más intensas y generar múltiples daños a la salud (Besteiros, 2024).

Como tal la investigación de Lorenzini, Tasca y De Carli del año 2007, no tenía porcentajes similares a del presente estudio en términos de números porque había una diferencia del 20% entre la prevalencia de 50% del nuestro y 30% de la investigación. Lo que fue significativo era que ellos también obtuvieron una prevalencia alta en cachorros, más en edades de 0-6 meses. Nuevamente declarando que los cachorros son más susceptibles al contagio de parásitos.

4.1.4 Prevalencia de parásitos intestinales según el sexo

Tabla 8. *Prevalencia de parásitos intestinales por sexo*

Sexo	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Macho	52	49,52 %	39,62 %	59,45 %	5	62,50 %	24,49 %	91,48 %
Hembra	53	50,48 %	40,55 %	60,38 %	3	37,50 %	8,52 %	75,51 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

Según el sexo de los animales los positivos fueron, el 62,50% (5/8) en machos y el 37,50% (3/8) en hembras. Con estos resultados se puede destacar que los machos fueron los más susceptibles a los parásitos que las hembras. En el estudio de Briones (2019), se obtuvieron una prevalencia de 67,27% (37/55) en hembras y 75,56% (34/45) en machos. La razón descrita fue porque los machos son los que constantemente salen en busca de hembras y ahí hay interacción con gatos posiblemente contagiados, a diferencia de las hembras que salen poco (Briones, 2019). En la investigación de Bustamante (2020), el 45,9% (39/85) de machos salieron positivos a parásitos y 38,8% (33/85) de hembras salieron positivas, no existe una gran diferencia, pero igual se presenta nuevamente que los machos salen más susceptibles a parásitos que las hembras.

Con estos antecedentes se puede corroborar los resultados en nuestro estudio, donde los machos por su comportamiento sexual, la tendencia de positivos es mayor que de las hembras.

4.1.5 Prevalencia de parásitos intestinales según la desparasitación

Tabla 9. *Prevalencia parásitos intestinales por desparasitación*

Desparasitado	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
No	29	27,62 %	19,34 %	37,20 %	2	25,00 %	3,19 %	65,09 %
Si	76	72,38 %	62,80 %	80,66 %	6	75,00 %	34,91 %	96,81 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

En cuanto a la variable desparasitación los positivos fueron del 25,00% (2/8) para animales desparasitados y el 75,00% (6/8) para animales no desparasitados. Estos resultados destacan que si un animal esta desparasitado igual puede tener una presencia de parásitos. En el estudio de Jaramillo (2022), ella mide las prevalencias de parásitos en cuatro categorías en base a la desparasitación: interna, externa, mixta y no desparasitado. De los casos positivos que se obtuvo, el 79% (11/14) fue de forma externa, el 53% (20/38) no fueron desparasitados, el 33% (5/15) fue de forma interna y el 18% (6/33) fue de forma mixta. En este caso la presencia de parásitos en animales desparasitados no fue mayor que en los que no recibieron una desparasitación, pero de igual forma existe un porcentaje que estando desparasitados aún se mantienen parasitados. Esto es algo preocupante porque la función de un desparasitante es de eliminar las posibilidades del inicio de un ciclo biológico de un parásito o eliminar al parásito si ya infecto al huésped, pero por los resultados de la investigación de Jaramillo y el presente estudio se puede mencionar que está existiendo algún tipo de infectividad o resistencia en los animales administrados desparasitante. En el estudio de Urian y Gómez (2019), encontró que el 70% de MV y MVZ que entrevistaron declaran que han notado que algunos antiparasitarios no tienen el efecto deseado en sus pacientes

y el 63,3% consideró que la razón por la existencia de animales parasitados es por el incumplimiento de tratamientos antiparasitarios, seguido por el 46,7% que observó resistencia a los tratamientos (Urian y Gómez, 2019).

4.1.6 Prevalencia de parásitos intestinales según la condición corporal

Tabla 10. *Prevalencia de parásitos intestinales por condición corporal*

Condición corporal	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95	LS 95	Frecuencia	Prevalencia	LI 95	LS 95
2	30	28,57 %	20,18 %	38,21 %	3	37,50 %	8,52 %	75,51 %
3	70	66,67 %	56,80 %	75,57 %	5	62,50 %	24,49 %	91,48 %
4	5	4,76 %	1,56 %	10,76 %	0	0,00 %	0,00 %	36,94 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

En el análisis de la presente prevalencia, existe una mayor prevalencia en la condición corporal de 3 con 62,50% (5/8), seguida por 37,50% (3/8) que tenían una condición corporal de 2 y el 0,00% (0/8) que fueron de 4. Esto resulta que los gatos que tenían una condición corporal de 3 fueron más propensos en contraer parásitos que el resto de condiciones corporales presentes en el estudio. Como tal tampoco se puede establecer una relación directa entre contagio de parásitos y esta condición corporal.

La condición corporal de 3 es la ideal en la escala de 1-5 que se utiliza para describir a los animales menores (Valarezo y Cujilema, 2024). En el estudio de Ary Dayana Valarezo Martínez y Maria Gabriela Cujilema Maza (2024), analizaron muestras de 200 gatos en las cuales 187

pertenecieron a la condición corporal de 3 (ideal) con un 93,50% (187/200) de positivos a parásitos, siendo ellos los más propensos a contraer parásitos.

A diferencia del estudio de Jaramillo (2022), ella midió la condición corporal del 1 al 5, en el cual destacó el nivel 2 con 61% (17/28) de casos positivos, seguido por el nivel 5 con 50 % (4/8), el nivel 3 con 43% (18/42) y el nivel 4 con 14% (3/22) y por último el nivel 1 con 0% (0/0). Ella justifica que se dio esta prevalencia como parte de los signos clínicos que manifiesta el contagio de parásitos siendo la pérdida de condición corporal como se ve en el nivel 2 (delgado) (Jaramillo, 2022).

4.1.7 Prevalencia de parásitos intestinales según el hábitat

Tabla 11. *Prevalencia de parásitos intestinales por hábitat*

Hábitat	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Campo	36	34,29 %	25,30 %	44,19 %	0	0,00 %	0,00 %	36,94 %
Casa	69	65,71 %	55,81 %	74,70 %	8	100,00 %	63,06 %	100,00 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

La prevalencia más alta fue encontrada en casos de animales que habitan dentro de casa, con el 100,00% (8/8) de positivos. En la investigación de Valarezo y Cujilema (2024) también tuvieron una mayor prevalencia en gatos que solo permanecen dentro de casa, 41,00% (82/200) a comparación de gatos que están entre adentro y fuera de la casa y los que están permanentemente afuera. Esto puede estar pasando por el hecho que los animales permanecen en un lugar pequeño cerrado en el cual puede existir mayor transmisión de parásitos ya siendo por otros animales, por

los mismos propietarios o por flora que se introduce a este lugar. Como describe Calle y Guartán (2022), al momento que se introduce otros animales o plantas en el hábitat del felino, esta puede ser una forma de contraer enfermedades parasitarias debido que la flora y fauna en ese lugar es incierto, no se sabe realmente que patógenos están portando.

Al contrario, en el estudio de Herencia (2024), se basó en 100 muestras de felinos, 8 de ellos tienen un estilo de vida dentro de casa, los cuales 100% salieron negativos a parásitos, el restante de 92 gatos, 100% de ellos salieron positivos. La razón que se propuso en esa investigación fue porque los calendarios de desparasitaciones internas en los 8 gatos estaban al día y por esto no se presentaron parásitos a diferencia de los 92 gatos que no tuvieron los mismos cuidados (Herencia, 2024).

Los felinos pueden adquirir parásitos es por sus instintos naturales como es la caza de plagas como los roedores. Por esta razón existe un riesgo zoonótico para los humanos que tienen contacto con gatos. En el mundo se conoce alrededor de 1400 patógenos, de los cuales el 50% son considerados de origen zoonótico (Jaramillo, 2022). Por ello es preocupante la presencia de parásitos en sí, porque cualquier felino puede presentarlos, no solo los de la calle o de casa.

4.1.8 Prevalencia de parásitos intestinales según la interacción

Tabla 12. *Prevalencia de parásitos intestinales por interacción con otros gatos*

Interacción	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Manada	54	51,43 %	41,47 %	61,30 %	8	100,00 %	63,06 %	100,00 %
Solo	51	48,57 %	38,70 %	58,53 %	0	0,00 %	0,00 %	36,94 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

La prevalencia de positivos en los felinos que viven en manada es el 100,00% (8/8). El contagio entre felinos puede ser el motivo para que haya una mayor prevalencia en la presente investigación. Un gato puede ser que se contagie de algún parásito y así se contagian el resto de ellos. La autora Herencia (2024) explica que cuando los gatos tienen contacto directo con otros felinos que están contaminados, es una forma de transmisión de parásitos. También menciona que la convivencia con otros animales favorece a la transmisión y prevalencia de nematodos y cestodos (Herencia, 2024). En el estudio de Bustamante (2020), existe una prevalencia de 43,16% (41/95) de positivos con el método de flotación y 31,63% (31/95) de positivos con el método de sedimentación, estas dos categorías haciendo referencia a felinos que viven en convivencia con otras mascotas. Si comparamos a los resultados de los felinos que viven solos, siendo los porcentajes de 41,33% (31/75) con flotación y 13,33% (10/75) con sedimentación, se puede decir que los gatos que viven en contacto con otros animales son más propensos al contagio de parásitos por la transmisión entre ellos.

4.1.9 Prevalencia de parásitos intestinales según la raza

Tabla 13. *Prevalencia de parásitos intestinales por raza*

Raza	NEGATIVOS				POSITIVOS			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Europeo	3	2,86 %	0,59 %	8,12 %	0	0,00 %	0,00 %	36,94 %
Común								
Mestizo	99	94,29 %	87,98 %	97,87 %	8	100,00 %	63,06 %	100,00 %
Siamés	3	2,86 %	0,59 %	8,12 %	0	0,00 %	0,00 %	36,94 %
Total	105	100,00 %			8	100,00 %		

De los felinos que dieron positivos a parásitos intestinales, el 100,00% (8/8) de ellos no fueron de raza sino fueron mestizos. En la investigación de Marin (2023), los felinos mestizos tienen una mayor prevalencia de positivos con un 67,00% (22/33). En otro estudio descrito en el trabajo de Herencia (2024) se determinó que no hay diferencias estadísticamente significativas en prevalencias que incluyen la raza del animal, hubo un 48,1% en mestizos y 41,7% en razas puras. En un tercer estudio, Bustamante (2020) obtuvo un porcentaje de 22,2% (16/72) en razas puras y 77,7% (56/72) en mestizos, siendo una diferencia significativa. En nuestro país existe una mayor cantidad de animales mestizos y por ello es que las prevalencias en mestizos son más altas, por el hecho que no hay muchos animales de raza.

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

A través del análisis de la prevalencia, se logró caracterizar la presencia de parásitos intestinales dentro de la población felina estudiada, el porcentaje de casos positivos siendo 7,08% (8/113) en el cual solo hubo un parásito presente, *Ancylostoma tubaeforme*.

En cuestión del grupo por edades, existe una alta prevalencia en cachorros con un 50%, en cuanto al sexo es evidente que los machos fueron más susceptibles con el 62,50%.

En base a la raza, si hubo una prevalencia significativa con el 100% de casos positivos siendo mestizos.

Los pacientes que llegaron a consulta, una gran cantidad de felinos sí estuvieron desparasitados sin embargo 6 de los que han recibido un tratamiento antiparasitario resultaron positivos a parásitos, este porcentaje siendo 80,66%.

La condición corporal que más se vio en los gatos que llegaban a la Clínica Veterinaria era la de 3, la cual es ideal en estos animales y la prevalencia fue del 62,50% positivos. A pesar que tenían el estado corporal óptimo, no evitó un contagio de parásitos.

En cuanto a la interacción con otros gatos, este porcentaje también fue significativo con el 100% de gatos que viven en manada positivos a parásitos, acompañado de una alta prevalencia en felinos que viven en casa, la cual igualmente fue del 100%. Lo cual indica una alta predisposición de posibles zoonosis no solo entre animales sino en humanos también.

5.2 Recomendaciones

Realizar coproparasitarios en las mascotas para identificar la presencia de parásitos intestinales en una etapa temprana y poder controlar y evitar las transmisiones de estos patógenos a otros animales o humanos.

Fortalecer la vigilancia veterinaria en hogares que tienen múltiples gatos o felinos cachorros para evitar la diseminación de parásitos.

Cambiar la metodología de la investigación para adquirir muestras fecales con más facilidad, no recolectar muestras de un solo lugar sino ampliar la recolección a otros lugares de la ciudad.

Se promueva más estudios en la provincia del Cañar sobre parásitos con el propósito de generar más información actualizada para proteger la salud animal y pública para prevenir brotes epidemiológicos en casos de parasitosis causadas por zoonosis entre animales y humanos.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Anchundia, J. K., y González, M. M. (2023). *Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos en el parque forestal de Guayaquil, Ecuador* (Tesis de pregrado). Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.
- Besteiros, M. (2024). *Parásitos en gatos - Síntomas, tratamiento y contagio*. Experto Animal. Recuperado de <https://expertoanimal.elperiodico.com/parasitos-en-gatos-sintomas-tratamiento-y-contagio-24224.html>
- Briones, K. I. (2019). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos (Felis catus) en la parroquia la matriz del cantón Latacunga* (Tesis de pregrado). Universidad Técnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador.
- Bustamante, M. R. (2020). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos de la cdl. el cóndor de la ciudad de guayaquil* (Tesis de pregrado). Universidad Agraria del Ecuador, Guayaquil, Ecuador.
- Calle, E. J. y Guartán, E. A. (2022). *Diagnóstico zoonótico parasitario de mascotas domésticas (caninos y felinos) del cantón cañar como línea base de un plan de acción sanitario* (Tesis de pregrado). Universidad Católica de Cuenca, Cuenca, Ecuador.
- Cardozo de Martínez, C., A., & Mrad de Osorio, A. (2008). Ética en investigación con animales: Una actitud responsable y respetuosa del investigador con rigor y calidad científica. *Revista Latinoamericana de Bioética*, 8(2), 46-71. Doi: <https://doi.org/10.18359/rlbi.1107>
- Cordero del Campillo, M., Carvalho Varela, M., Rojo Vázquez, F., Martínez Fernández, A.,

- Sánchez Acedo, C., Hernández Rodríguez, S., . . . Quiroz Romero, H. (2001). *Parasitología Veterinaria*. Madrid, España: McGraw-Hill-Interamericana de España, S.A.U.
- Figueroa Castillo, J. A., Jasso Villazul, C., Liébano Hernández, E., Martínez Labat, P., Rodríguez Vivas, R., & Zárata Ramos, J. (2015). Examen coproparasitológico. En R. I. Vivas (Ed.), *Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria* (págs. 78-128). México.
- Foreyt, W. J. (2001). *Veterinary Parasitology*. Ames, Iowa, Estados Unidos: Iowa State University Press.
- Gallegos, G. S. (2012). *Determinación de Prevalencia de Parásitos Intestinales y Externos en Gatos Domésticos (Felis catus) en determinadas Zonas del Ecuador* (Tesis de pregrado). Universidad de las Américas, Quito, Ecuador.
- Peña, I., Vidal, F., Del Toro, A., Hernández, A., & Zapata, M. (2017). Zoonosis parasitarias causadas por perros y gatos, aspecto a considerar en Salud Pública de Cuba. *Redvet Reviste Electrónica de Veterinaria*, 18(10), 1-11. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/636/63653470002.pdf>
- Herencia, F. (2024). *Prevalencia de helmintos gastrointestinales (Nemátodos y Céstodos) en felinos domésticos (felis catus) de la Coop. de vivienda de trabajadores Sector Público - Ayacucho 2023* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.

- Jaramillo, D. N. (2022). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos atendidos en la veterinaria “Pet Angels”, ubicada en la ciudad de Guayaquil* (Tesis de pregrado). Universidad Católica de Santiago de Guayaquil, Guayaquil.
- Junquera, P. (2022). *ANCYLOSTOMA spp, gusanos nematodos intestinales de PERROS y GATOS: biología, prevención y control*. Parasitipedia. Recuperado de https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1463&Itemid=1594
- López, B. (2024). *Toxascaris leonina*. Lifeder. Recuperado de <https://www.lifeder.com/toxascaris-leonina/>
- Lorenzini, G., Tasca, T., & De Carli, G. A. (2007). Prevalence of intestinal parasites in dogs and cats under veterinary care in Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 44(2), 137-145.
- Lucio-Forster, A., Liotta, J. L., Yaros, J. P., Briggs, K. R., Mohammed, H. O., & Bowman, D. D. (2012). Morphological Differentiation of Eggs of *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma tubaeforme*, and *Ancylostoma braziliense* From Dogs and Cats in the United States. *Journal of Parasitology*, 98(5), 1041-1044. Doi: <https://doi.org/10.1645/GE-2928.1>
- Marin, A. N. (2023). *Determinación de la presencia de Helmintos gastro intestinales en gatos en las parroquias urbano marginales de la ciudad de Babahoyo* (Tesis de pregrado). Universidad Técnica de Babahoyo, Babahoyo.

Miró, G. (2021). Helmintos intestinales del gato. *Suplemento ARGOS*. Recuperado de <https://1library.co/document/y8glg3r4-helmintos-intestinales-gato-suplemento-noviembre-guadalupe-mir%C3%B3-corrales.html>

Moreno, A. L. (2022). *Parasitosis intestinales en gatos de Querétaro* (Tesis de maestría). Universidad Autónoma de Querétaro, Querétaro, México.

Ortiz, E. B. (2014). *Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria*. Recuperado de https://ciencia.lasalle.edu.co/edunisalle_veterinaria-zootecnia/11?utm_source=ciencia.lasalle.edu.co%2Fedunisalle_veterinaria-zootecnia%2F11&utm_medium=PDF&utm_campaign=PDFCoverPages

Peralta, R. C., Salazar, M., Burnham, X., & Parra Guayasamin, S. (2024). *Impacto de los parásitos gastrointestinales en la salud animal y pública*. Guayaquil.

Rendón, J. A. (2023). *Enfermedades Parasitarias en Gatos: Estudio de revisión* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Romero, H. Q. (1990). *Parasitología*. México: Limusa, S.A de C.V.

Rousseau, J., Castro, A., Novo, T., & Maia, C. (2022). *Dipylidium caninum* in the twenty-first century: epidemiological studies and reported cases in companion animals and humans. *Parasites and Vectors*, 15(131). <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05243-5>

Santhakumari Manoj, R. (2023). *Current Perspectives Regarding Dipylidiasis Infection in Companion Animals*. Today's Veterinary Practice: PHOS Creative. Recuperado de <https://todaysveterinarypractice.com/parasitology/dipylidiasis-infection-in-companion-animals/>

- Scioscia, N. P., Beldomenico, P., & Denegri, G. (2016). *Ancylostoma (Ancylostoma) buckleyi* (Nematoda: Ancylostomatidae): new wild host and distribution expansion. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/303807698_Ancylostoma_Ancylostoma_buckleyi_Nematoda_Ancylostomatidae_New_wild_host_and_distribution_expansion
- TroCCAP. (2026). *Cat Tapeworm (Taenia taeniaeformis)*. Recuperado de <https://www.troccap.com/feline-guidelines/gastrointestinal-parasites/cat-tapeworm-feline/>
- Urian Guzmán , C. D., & Gómez Carrillo, R. V. (2019). Uso de antiparasitarios gastrointestinales en clínicas veterinarias de pequeños animales en Tunja, Colombia. *Cultura Científica* (17), 66-79.
- Valarezo Martinez, A. D., & Cujilema Maza, M. G. (2024). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales mediante diferentes técnicas coprológicas en la población felina (Felis catus) en la ciudad de Machala* (Tesis de pregrado). Universidad Técnica de Machala, Machala.
- Villamarín, Y. M. (2021). *Prevalencia de Dipylidium caninum en caninos domésticos (Canis lupus familiaris) en la parroquia de uyumbicho cantón Mejía* (Tesis de pregrado). Universidad Técnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador.
- Western College of Veterinary Medicine. (2021). *Toxascaris leonina*. Recuperado de <https://wcvm.usask.ca/learnaboutparasites/parasites/toxascaris-leonina.php>
- Wu, T. (2022). *Toxocara cati Infection in Cats*. Today's Veterinary Practice: PHOS Creative. Recuperado de <https://todaysveterinarypractice.com/parasitology/toxocara-cati-infection-in-cats/>

7. APÉNDICE/ANEXOS

Figura 18. Instrumental utilizado*Figura 19.* Colocación de solución saturada en muestra*Figura 20.* Dilución de heces

Figura 21. Colocación de portaobjetos debajo del microscopio



Figura 22. Observación de placa en microscopio



Figura 23. Huevos de *Ancylostoma tubaeforme*

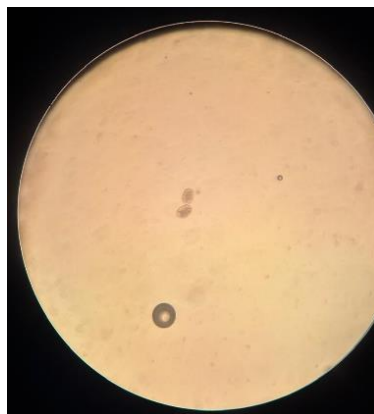


Figura 24. Segundo huevo de Ancylostoma tubaeforme

