

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA**

**FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS**

**Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria.**



**Frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*)  
de Cajamarca – 2024**

**T E S I S**

Para optar el Título Profesional de  
**MÉDICO VETERINARIO**

Presentada por el Bachiller:  
**ABEL ABELARDO HUAMÁN VILLANUEVA**

Asesor:  
**Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES**

**Cajamarca – Perú**

**2026**

**CONTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD**

1. **Investigador:** Abel Abelardo Huamán Villanueva  
**DNI:** 47666208  
**Escuela Profesional:** Medicina Veterinaria
2. **Asesor:** Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares
3. **Facultad:** Ciencias Veterinarias
4. **Grado Académico o Título Profesional:** Título Profesional
5. **Tipo de Investigación:** Tesis
6. **Título de Trabajo de Investigación:** "Frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca – 2024"
7. **Fecha de Evaluación:** 22 de marzo del 2026
8. **Software Antiplagio:** Turnitin
9. **Porcentaje de Informe de Similitud:** 8 %
10. **Código Documento:** trn:oid:::3117:570057515
11. **Resultado de la Evaluación de Similitud:** Aprobado

Fecha de Emisión: 27 de marzo del 2026



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA  
Facultad de Ciencias Veterinarias  
D.S. José Antonio Niño Ramos  
DECANO



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA  
NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA  
Fundada Por Ley N°14015 Del 13 De Febrero De 1962  
UNIVERSIDAD LICENCIADA  
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS  
DECANATO

Av. Atahualpa 1050 – Ciudad Universitaria Edificio 2F – 205 Fono 076 365852



## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

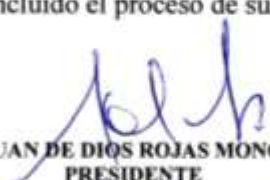
En Cajamarca, siendo las nueve horas de la mañana del día doce de Marzo del dos mil veintiséis, se reunieron en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Veterinarias “**César Bazán Vásquez**” de la Universidad Nacional de Cajamarca los integrantes del jurado calificador, designados por el Consejo de Facultad, con el objeto de evaluar la sustentación de la Tesis titulada: “**Frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca – 2024**”, asesorada por el docente **Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares**; y presentada por el Bachiller en Medicina Veterinaria: **ABEL ABELARDO HUAMÁN VILLANUEVA**.

Acto seguido el presidente del jurado procedió a dar por iniciada la sustentación y para los efectos del caso se invitó al sustentante a exponer su trabajo.

Concluida la exposición de la Tesis, los miembros del jurado calificador formularon las preguntas que consideraron convenientes relacionadas con el trabajo presentado; asimismo, el presidente invitó al público asistente a formular preguntas concernientes al tema.

Después de realizar la calificación de acuerdo a las pautas de evaluación señaladas en el Reglamento de Tesis, el jurado calificador acordó: **APROBAR** la sustentación de Tesis para optar el Título Profesional de **MÉDICO VETERINARIO**, con el calificativo final de **DIECISIETE (17)**.

Siendo las diez horas y siete minutos del mismo día, el presidente del jurado calificador dió por concluido el proceso de sustentación.

  
Dr. JUAN DE DIOS ROJAS MONCADA  
PRESIDENTE

  
Dr. GIUSSEPE MARTIN REYNA COTRINA  
SECRETARIO

  
Mg. JIERSON EDGAR MENDOZA ESTELA  
VOCAL

  
Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES  
ASESOR

## DEDICATORIA

*A Dios, por el inefable amor que me ha mostrado,  
por concederme salud, valor y fortaleza en los momentos difíciles,  
permitiéndome alcanzar cada una de las metas trazadas.*

**Abel.**

## AGRADECIMIENTO

*A mi familia, por su amor y apoyo incondicional.*

*A mi padre, por los valores inculcados y por ser mi ejemplo de superación y humildad.*

*A mi madre, por su cuidado constante y dedicación.*

*A mis hermanas Maribel y Ninfa, por su ayuda y cariño incondicional, siempre presentes.*

*A mi pareja, Milagritos, por estar a mi lado, creer en mí, apoyarme, motivarme y ser mi soporte en los momentos difíciles.*

*A mi hijita Bricell, a quien amo con todo mi corazón y quien constituye mi mayor motivación.*

*A mis maestros, por las enseñanzas brindadas y por el empeño puesto en nuestra formación como profesionales íntegros.*

*A mi asesor, Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares, por su tiempo, orientación y apoyo en la realización de este estudio.*

*Finalmente, a mis amigos, quienes hicieron de mis años universitarios una de las mejores etapas de mi vida. Gracias por las enseñanzas y experiencias compartidas en esta aventura llamada Medicina Veterinaria.*

**Abel.**

## ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CONTENIDO.....	vi
ÍNDICE DE TABLAS .....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT .....	x
INTRODUCCIÓN .....	1
CAPÍTULO I.....	4
MARCO TEÓRICO.....	4
1.1.    Antecedentes de la investigación .....	4
1.2.    Bases Teóricas.....	6
1.1.    Definición de términos básicos .....	25
CAPÍTULO II .....	27
MARCO METODOLÓGICO .....	27
2.1.    Ubicación Geográfica.....	27
2.2.    Diseño de la Investigación .....	28
2.3.    Población, muestra y unidad de análisis.....	30
2.4.    Técnicas e instrumentos de recopilación de información .....	32
2.5.    Técnicas para el procesamiento y análisis de la información .....	32
2.6.    Equipos y materiales .....	34
CAPÍTULO III.....	35
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	35
3.1.    Presentación de Resultados .....	35
3.1.    Análisis, interpretación y discusión de resultados.....	40
3.1.    Contrastación de hipótesis.....	47
CAPÍTULO IV.....	48
CONCLUSIONES .....	48
CAPÍTULO V .....	49
SUGERENCIAS .....	49

REFERENCIAS.....	50
ANEXOS .....	60

**ÍNDICE DE TABLAS**

<b>Tabla 1.</b> Frecuencia global de parásitos gastrointestinales en gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100). .....	35
<b>Tabla 2.</b> Frecuencia de helmintos gastrointestinales según el sexo de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100). .....	36
<b>Tabla 3.</b> Frecuencia de helmintos gastrointestinales según la edad de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100). .....	37
<b>Tabla 4.</b> Frecuencia de protozoarios gastrointestinales según el sexo de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100). .....	38
<b>Tabla 5.</b> Frecuencia de protozoarios gastrointestinales según la edad de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100). .....	39

## RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo determinar la frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos domésticos (*Felis catus*) de Cajamarca, así como su distribución según sexo y edad. Se realizó un estudio descriptivo de corte transversal en una muestra de 100 gatos domésticos. Las muestras fecales se recolectaron de manera individual y se procesaron mediante la técnica de flotación de Sheather. Para la comparación de proporciones entre grupos se utilizó la prueba exacta de Fisher. Los resultados mostraron una frecuencia general de parasitosis intestinal de 19,0% (IC95%: 12,51–27,78). Se identificó *Toxocara cati* en 9,0% de los gatos y *Cystoisospora felis* en 10,0%. Según el sexo, la positividad para *T. cati* fue de 10,29% en machos y 6,25% en hembras, mientras que para *C. felis* fue de 7,35% en machos y 15,62% en hembras; no se observaron diferencias estadísticamente significativas ( $p > 0,05$ ). De acuerdo con la edad, la frecuencia en la categoría gatitos (0–6 meses) fue de 16,13% para *T. cati* y 19,35% para *C. felis*; en el grupo junior (7–24 meses) fue de 4,17% y 6,25%, respectivamente; y en adultos ( $\geq 25$  meses) fue de 9,52% y 4,76%, respectivamente. No se evidenciaron diferencias estadísticamente significativas entre los grupos etarios ( $p > 0,05$ ). Se concluye que los gatos domésticos de Cajamarca presentaron una frecuencia de parasitosis intestinal inferior al 20%, con presencia de *Toxocara cati* y *Cystoisospora felis*, sin asociación significativa con el sexo ni la edad.

**Palabras clave:** *Toxocara cati*, *Cystoisospora felis*, coproparasitología, flotación de Sheather, zoonosis.

## ABSTRACT

The aim of this study was to determine the frequency of gastrointestinal helminths and protozoa in domestic cats (*Felis catus*) from Cajamarca, as well as their distribution according to sex and age. A descriptive cross-sectional study was conducted on a sample of 100 domestic cats. Fecal samples were collected individually and processed using the Sheather flotation technique. Fisher's exact test was used to compare proportions between groups. The results showed an overall frequency of intestinal parasitism of 19.0% (95% CI: 12.51–27.78). *Toxocara cati* was identified in 9.0% of the cats and *Cystoisospora felis* in 10.0%. According to sex, positivity for *T. cati* was 10.29% in males and 6.25% in females, whereas positivity for *C. felis* was 7.35% in males and 15.62% in females; no statistically significant differences were observed ( $p > 0.05$ ). According to age, the frequency in the kitten category (0–6 months) was 16.13% for *T. cati* and 19.35% for *C. felis*; in the junior group (7–24 months), it was 4.17% and 6.25%, respectively; and in adults ( $\geq 25$  months), it was 9.52% and 4.76%, respectively. No statistically significant differences were found among age groups ( $p > 0.05$ ). It was concluded that domestic cats from Cajamarca showed a frequency of intestinal parasitism below 20%, with the presence of *Toxocara cati* and *Cystoisospora felis*, without a significant association with sex or age. It was concluded that domestic cats from Cajamarca showed a frequency of intestinal parasitism below 20%, with the presence of *Toxocara cati* and *Cystoisospora felis*, without a significant association with sex or age.

**Keywords:** *Toxocara cati*, *Cystoisospora felis*, coprological examination, Sheather's flotation, zoonoses.

## INTRODUCCIÓN

En el campo de la medicina veterinaria, el estudio de las enfermedades parasitarias en animales de compañía constituye un área de mucho interés, no solo por las repercusiones que tiene en la salud de las mascotas, sino también por su estrecha relación con la salud pública. En el caso específico de los gatos domésticos (*Felis catus*), representan una de las especies más cercanas al hombre; sin embargo, podrían ser hospedadores de diversos agentes patógenos que afectan tanto a los animales como a las personas.

La importancia de los gatos en la vida cotidiana de las familias peruanas es considerable, ya que se estima que el 60% de los hogares tiene una mascota, y el 42% de estos es un gato doméstico (1). Sin embargo, esta cercanía también conlleva riesgos, debido a que los gatos pueden albergar y transmitir diversos parásitos gastrointestinales, entre los que se incluyen helmintos como *Toxocara*, *Ancylostoma* y *Toxascaris*, y protozoarios como *Cystoisospora*, *Hammondia*, *Toxoplasma* y *Giardia*, entre otros (2,3). La mayoría de estos parásitos se encuentran distribuidos a nivel mundial (3).

En los gatos, las infecciones parasitarias gastrointestinales pueden ocasionar diferentes cuadros clínicos como obstrucción en el tracto digestivo, además de interferir en el normal tránsito y metabolismo de los nutrientes (4,5), lo que genera la pérdida progresiva del estado de salud del animal, cuadros de anemia (6,7). Entre las manifestaciones clínicas más comunes, se encuentran la diarrea, distensión abdominal, vómitos, inapetencia, adelgazamiento, y deterioro general del estado de salud (8,9).

El problema también puede llegar a afectar a la salud humana, ya que varios parásitos de los gatos tienen alto potencial zoonótico (10,11). En humanos, *Ancylostoma* spp. puede penetrar la piel y causar lesiones (12,13), mientras que *Toxocara cati* puede producir larva migrans visceral y ocular debido a la migración de estadios larvarios (14). Otros parásitos de los gatos con potencial zoonótico incluyen a *Uncinaria*, *Dipylidium*, *Giardia*, *Toxoplasma* y *Cryptosporidium* spp. (12).

La magnitud del problema ha impulsado numerosos estudios a nivel mundial con el fin de estimar la prevalencia de parásitos en gatos; sin embargo, los hallazgos son muy variables según factores como la región geográfica, la edad y la condición de vida de los animales. (15–19). En Latinoamérica se han reportado prevalencias de parasitosis gastrointestinales de hasta 71% y 42% en Ecuador (20,21) y de 39,2% en Brasil(20,21), mientras que en Brasil la prevalencia encontrada fue de 39,2% (22). En Perú, la evidencia es limitada, en Lima se informó recientemente una prevalencia de 49,4% (23) y, en 2018, de 22,85% (24), mientras que, en Puno, en 2013, se reportó 61,5% (25).

En la actualidad, no se han realizado investigaciones que hayan evaluado la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos de la región Cajamarca, lo que representa un vacío de conocimiento. Esta carencia de información impide conocer con exactitud la magnitud del problema en el contexto local, limitando la toma de decisiones clínicas y restringiendo la planificación de medidas preventivas y de control adaptadas a nuestra realidad.

Ante esta problemática, el objetivo general del estudio fue determinar la frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca, de acuerdo con su sexo y edad. Para ello se desarrolló un estudio descriptivo y transversal,

empleando la técnica de flotación de Sheather y aplicando análisis estadísticos con base en las frecuencias e intervalos de confianza, así como pruebas de comparación entre grupos.

Finalmente, se espera que los resultados de esta investigación constituyan un aporte significativo, tanto para la práctica clínica veterinaria como para la salud pública, ofreciendo información local que oriente la toma de decisiones, además de servir como referencia para futuras investigaciones.

### **Objetivo General**

Determinar la frecuencia de helmintos y protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca y su relación con el sexo y edad.

### **Objetivos específicos**

- Determinar la frecuencia global de parásitos gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca de acuerdo a su sexo y edad.
- Determinar la frecuencia de helmintos gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca de acuerdo a su sexo y edad.
- Determinar la frecuencia de protozoarios gastrointestinales en gatos (*Felis catus*) de Cajamarca de acuerdo a su sexo y edad.

# CAPÍTULO I

## MARCO TEÓRICO

### 1.1. Antecedentes de la investigación

#### 1.1.1. Internacionales

En 2019 se llevó a cabo una investigación en Ecuador que tuvo como objetivo determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos de la ciudad de Latacunga. Se tomaron 100 muestras de heces de gatos y fueron analizadas mediante la técnica de flotación de Faust. Se obtuvo una prevalencia de 71%. El parásito más frecuente fue *Cystoisospora* spp. con una frecuencia de 54% en hembras y 58,8% en machos. En animales menores a 6 meses, el parásito más frecuente fue *Toxocara cati* con 73,7% (20).

En 2020 se realizó un estudio en Ecuador con el objetivo de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en la ciudad de Guayaquil. Para ello se analizaron muestras de heces de 170 gatos mediante los métodos de flotación de Willis. Se encontró una prevalencia general de 42%, llegando a identificar los siguientes parásitos: *Toxocara* spp. (20,59%), *Ancylostoma* spp. (2,94%), *Dipylidium* spp. (12,94%), Otros (5,88%). Además, se encontró que los gatos adultos mostraron mayor prevalencia de parasitosis (21).

En 2023 se realizó un estudio en Brasil con el objetivo de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos. Para ello se analizaron 237 muestras mediante tres técnicas coproparasitológicas: flotación centrífuga en sacarosa, flotación en ZnSO<sub>4</sub> y sedimentación simple. El 39,2% de las muestras resultaron positivas a algún parásito, dentro de los cuales se encontraron a *Ancylostoma* spp. (17,3%), *Giardia intestinalis* (12,2%),

*Platynosomum illiciens* (8,0%), *Cystoisospora* spp. (6,3%), *Toxoplasma gondii*/*Hammondia hammondi* (3,4%), *Diphyllobothriidae* (2,1%), *Toxocara* spp. (1,7%), *Dipylidium caninum* (1,3%) y *Mesocestoides* spp. (0,8%). Además, se encontró que los animales jóvenes presentaban más probabilidades de ser positivos a *Cystoisospora* spp. ( $p=0,001$ ) (22).

### **1.1.2. Nacionales**

En 2013 se realizó un estudio en el departamento de Puno con la finalidad de determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos. Para ello se realizó un análisis coprológico mediante los métodos directo simple y flotación con sulfato de Zinc al 33.3%. La prevalencia general fue de 61,46%. Se identificaron protozoarios como *Isospora felis* (19,8%), *Isospora rivolta* (6,3%), *Toxoplasma gondii* (2,1%), con una prevalencia mayor en animales jóvenes frente a los adultos (29,2% y 18,8%). También se identificaron helmintos como *Toxocara cati* (53,1%), *Ancylostoma tubaeforme* (3,13%) y *Uncinaria* spp. (1%); y de la misma forma la mayor prevalencia se dio en animales jóvenes frente a los adultos (64,6% y 43,8% respectivamente) (25).

Otra investigación llevada a cabo en 2018 en Lima, tuvo como objetivo determinar la prevalencia de *T. cati* y *G. duodenalis* en gatos domésticos del distrito de Surquillo. Para el estudio se tomaron muestras de heces de 70 gatos, a las cuales se les realizó un análisis coprológico mediante el método de Faust. La prevalencia general fue de 22,85%, mientras que *G. duodenalis* estuvo presente en el 22,9% del total de muestras y *T. cati* solo en el 4,3% (24).

La investigación más reciente fue reportada en 2022 en Lima. Se buscó determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos en

el distrito de Jesús María. Para ello fueron tomadas 87 muestras de heces y fueron analizadas mediante cuatro técnicas diagnósticas: examen directo, concentración por flotación, concentración por sedimentación y técnica de Ziehl Neelsen. La prevalencia general fue de 49,4%; encontrando nematodos como *T. leonina* en el 10,3% del total de muestras, seguido de *T. cati* en un 5,7%. El único cestodo encontrado fue *Dipylidium caninum* en el 5,7% de muestras. Con respecto a los protozoarios, el más frecuente fue *Isoospora* spp. en el 20,7% de muestras, seguido de *Blastocystis* spp. en el 5,7%, *Giardia* spp. en un 4,6%, *Hammondia* spp. y *Entamoeba* spp., ambos en 1,1%. Además, se encontró asociación significativa entre la prevalencia y las variables de frecuencia de desparasitación, convivencia con otros animales y consistencia de las heces (23). No se han reportado estudios sobre parasitosis gastrointestinales en gatos realizados en la región Cajamarca.

## **1.2. Bases Teóricas**

### **1.2.1. Helmintos gastrointestinales en los gatos**

Los nemátodos son organismos de forma tubular, simétricos bilateralmente, que se pueden encontrar en casi todos los ambientes. Estos parásitos están recubiertos por una cutícula que los protege de condiciones ambientales adversas. En gatos se han descrito con frecuencia nemátodos como *Toxocara cati* (2).

#### **1.2.1.1. *Toxocara cati***

Las infecciones por *T. cati* son muy frecuentes. Las formas adultas se desarrollan en el intestino delgado. Este parásito pertenece al orden Ascaridida y a la familia

Ascarididae (3). Las infecciones suelen presentarse de manera mixta con ascáridos como *Toxascaris leonina* (8)

- **Morfología:** Los machos miden de 3 a 6 cm y las hembras de 4 a 10 cm. Son gusanos grandes, blanquecinos, con estrías transversales, además poseen alas cervicales y tres labios (3). Los huevos de *Toxocara cati* tienen una forma subesférica u ovalada, de pared gruesa y superficie finamente punteada, con reportes de medidas alrededor de  $62,3 \times 72,7 \mu\text{m}$  en promedio, y rangos que van desde  $63,7\text{--}88,1 \mu\text{m} \times 53,3\text{--}73,3 \mu\text{m}$  (26,27).
- **Ciclo Biológico:** El ciclo de vida de *T. cati* es migratorio cuando la infección ocurre por la ingestión de la segunda fase larvaria (L2) que se encuentra dentro del huevo, y no migratorio cuando la infección se produce por vía transmamaria o galactógena, en donde se ingieren las L3, o cuando se ingiere la larva presente en un huésped paraténico (8).

Cuando se ingieren las larvas infectivas L2, las larvas ingresan en la pared del estómago y migran a través del hígado, los pulmones y tráquea de nuevo al estómago, donde mudan a L3, mientras que las L4 se encuentran en el contenido estomacal, la pared intestinal y el contenido intestinal. Las infecciones en roedores desempeñan un papel importante en el ciclo de vida. En estos casos, las larvas permanecen el L2, hasta ser ingeridas por el gato y se liberan en el estómago, ingresan en la pared intestinal y se desarrollan a L3. El periodo prepatente es de aproximadamente 8 semanas (8).

Animales como lombrices, aves de corral, perros, cerdos, ratones y el hombre, actúan como huéspedes transportadores al ingerir los huevos del parásito (28).

- **Patogenia:** *T. cati* produce acción traumática y obstructiva sobre órganos como el intestino, hígado y pulmones. Cuando se encuentran en el intestino, las larvas y fase adulta interfieren en el tránsito normal de los alimentos. Además, ejercen una acción expoliatriz sobre algunos nutrientes (3).
- **Signos clínicos:** Los signos clínicos son más frecuentes en animales jóvenes, que han sido infectados mediante la vía galactógena. En estos casos, se puede observar dilatación abdominal, diarreas y deterioro general (3). Cuando las larvas llegan a los pulmones pueden favorecer la presentación de neumonía, observándose tos como principal signo. En el intestino, las larvas ocasionan irritación y en consecuencia diarrea. En casos severos, producen obstrucción, comprometiendo la vida del animal (29).
- **Epidemiología:** Intervienen factores como la presencia de huéspedes paraténicos, que son un problema debido al instinto de caza de los gatos (8). Esto influye mucho en la presentación de la enfermedad, reportándose tasas de infección de hasta 76% en todo el mundo (30). Y esto se debe mucho al hecho de que las larvas de *Toxocara* no se desarrollan en huéspedes paraténicos como roedores, llegando a sobrevivir hasta 10 años en sus tejidos (31).

También es un factor importante el número de larvas en el tejido de la madre hacia el final del embarazo, ya que se eliminarán a través de la leche (8).

- **Zoonosis:** Los más susceptibles a contraer la infección por *T. cati* son los niños, debido a que acostumbran llevarse objetos a la boca, que puede estar contaminada con huevos del parásito, pudiendo desarrollar una enfermedad asociada a larvas migratorias viscerales. En adultos, la infección también puede ocurrir. Generalmente las larvas migran en el tejido de órganos abdominales, lo que compromete seriamente la salud del huésped. Sin embargo, estas larvas no se llegan a la fase de adultos en los humanos. Las larvas de *T. cati* también pueden migrar hacia el ojo, lo que podría llegar a ocasionar ceguera (29).

En países como EE.UU., en donde la infección por este parásito es la más común en humanos (30), se reporta que afecta a casi 3 millones de personas, sobre todo en grupos de personas bajo condiciones de pobreza (32).

En humanos, la infección se da cuando se ingieren los huevos de *T. cati*, y a diferencia de los huéspedes definitivos, la infección permanece oculta, desarrollándose la migración de las larvas a través de los tejidos. Se han descrito dos formas principales de manifestaciones clínicas: la larva migrans visceral (LMV) la larva migrans ocular (LMO). Cuando los huevos eclosionan, las larvas penetran en el intestino y luego migran hacia el hígado, pulmones y el SNC, ocasionando una reacción inflamatoria que generalmente mata a las larvas (14). La LMV se presenta con mayor frecuencia en niños, pudiendo ocasionar cuadros de hepatitis y neumonía, con signos clínicos como hepatomegalia, infiltración celular inflamatoria en pulmones (33). En el SNC llegan a ocasionar meningoencefalitis y en consecuencia convulsiones (34). La LMO se presenta con frecuencia en

niños mayores y adolescentes, y se produce cuando las larvas del parásito llegan al ojo, ocasionando un granuloma en la retina (35). Se desarrolla una respuesta inmune eosinofílica, luego un absceso y posteriormente una reacción inflamatoria granulomatosa que rodea a las larvas (36).

- **Diagnóstico:** Se realiza mediante la observación de huevos en las heces. Aunque las larvas pueden ser expulsadas junto a heces o vómitos en algunos huéspedes (3).
- **Tratamiento:** Se han descrito como fármacos eficaces contra *T. cati* a la piperacina en estadios adultos, pamoato de pirantel contra estadios juveniles, el mebendazol, levamisol. En gatos adultos se recomienda realizar dosificaciones cada 4 meses, y en animales recién nacidos, la dosificación se debe realizar a las 4 o 6 semanas, y luego repetir cada 21 días hasta que el gato alcance una edad de 4 meses (8).
- **Control:** El control se basa en lograr mantener a los gatos bajo buenas condiciones de higiene (3). Además, ya que la infección se puede contraer durante la lactancia, se recomienda la desparasitación regular desde temprana edad, y con regularidad durante toda su vida. De esta manera se disminuye el riesgo de que las mascotas actúen como reservorios de la enfermedad (8).

#### ***1.2.1.2. Toxascaris leonina***

*T. Leonina* es otro de los nemátodos que infectan a los gatos. Son gusanos que pueden llegar a medir de 3 a 7 cm en el caso de los machos, y de 4 a 8 cm en el caso de las hembras. Los huevos, que presentan una forma ovalada, con una cutícula gruesa, coloración marrón, pueden llegar a medir entre 75 a 85  $\mu\text{m}$  (3).

Las larvas adultas de *T. leonina* poseen una cabeza elíptica, también a las cervicales finas que le confieren una forma de flecha. Los machos presentan una cola simple (8).

- **Ciclo Biológico:** El estadio infectivo de *T. leonina* es el huevo que contiene la L2 del parásito o la L3 presente en hospedadores paraténicos como ratones. Los huevos se desarrollan en el transcurso de una semana hasta el estadio infeccioso. Después de su ingestión y eclosión, las larvas ingresan en la pared del intestino delgado y permanecen durante dos semanas. No ocurre migración de larvas como en otras especies de ascáridos. Las larvas de tercer estadio aparecen luego de aproximadamente 11 días y mudan al cuarto estadio en un periodo de 3 a 5 semanas post infección. Las etapas adultas aparecen alrededor de 6 semanas post infección y se encuentran en la luz intestinal. El periodo prepatente es de 10 a 11 semanas (8), aunque el estadio adulto del parásito se encuentra a solo 28 días post infección (28).

En los hospedadores paraténicos el ciclo es diferente. Los huevos eclosionan en el intestino, posteriormente las larvas migran hacia tejidos como hígado, pulmón, músculos, peritoneo. Se encapsulan hasta que los gatos consumen los tejidos de estos huéspedes, contrayendo la infección (28).

- **Patogenia:** Las infestaciones masivas de *T. leonina* pueden causar obstrucción intestinal, en especial cuando la infección se asocia a parásitos de la familia *Toxocara* (8). Las larvas impiden el tránsito de los alimentos, lo que interfiere en la normal digestión y absorción de nutrientes. Por otro lado, las secreciones y excreciones del parásito alteran el contenido intestinal, lo que conlleva a problemas digestivos o intoxicaciones (28)

- **Signos clínicos:** Están asociados a la migración de las larvas en los tejidos, que pueden llegar a producir hemorragia, enteritis catarral, e incluso perforación y peritonitis. El riesgo es mayor en animales jóvenes. En estos animales podría llegar a observarse desnutrición, dilatación del abdomen y mucosas pálidas (28).
- **Epidemiología:** Como la infección está ligada a la ingestión de huevos larvados que se encuentran en tejidos u órganos de huéspedes paraténicos, la magnitud de la misma dependerá de la presencia de los mismos en el medio ambiente (8).
- **Tratamiento:** Se han descrito como fármacos efectivos contra *T. leonina* al pirantel, piperazina, mebendazol, y Febendazol (8).
- **Control:** El control se debe basar en el tratamiento de la infección en los animales, buenas prácticas de higiene, y la limitación de la posibilidad de huevos larvados presentes en huéspedes paraténicos.

#### ***1.2.1.3. Ancylostoma tubaeforme y A. braziliense***

Los parásitos del género *Ancylostoma* tienen una distribución cosmopolita, con mayor prevalencia en regiones tropicales y subtropicales. Estos parásitos son hematófagos y se ubican en el intestino delgado de los gatos en el caso de *A. tubaeforme*, mientras que *A. braziliense* puede encontrarse además en el perro, zorro, y otros cánidos silvestres (3,8).

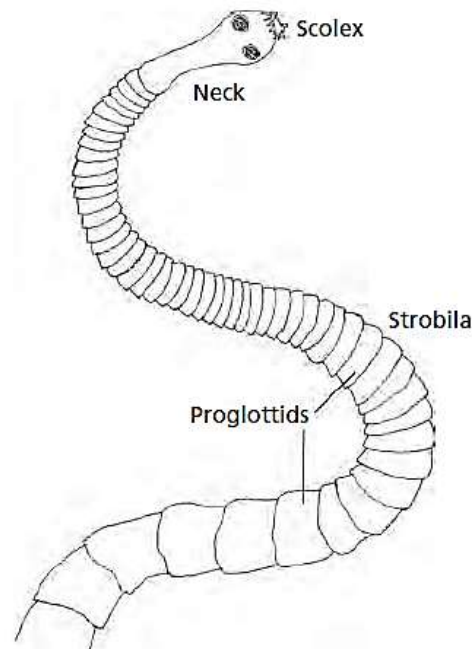
- **Morfología:** Los parásitos de la familia Ancylostomatidae poseen una cápsula bucal desarrollada, con estructuras dentiformes en la parte ventral. El extremo ventral tiene una curva que se dirige hacia sentido dorsal. Los estadios adultos son de color rojizo o gris, llegando a medir entre 1 a 2 cm. Los huevos miden aproximadamente 45 x 75  $\mu\text{m}$ , son ovalados, con una cubierta transparente y delgada, conteniendo dentro entre 6 a 8 células (3).
- **Ciclo Biológico:** El ciclo de vida es directo. En condiciones óptimas, los huevos eclosionan y se desarrollan hasta el tercer estadio larval (L3) en tan solo 5 días. La infección se produce por penetración de la piel o por ingestión. Los hospedadores paraténicos desempeñan también un papel importante. Cuando la infección se realiza de forma percutánea, las larvas migran a través del torrente sanguíneo hacia los pulmones, donde mudan a L4 en los bronquios y tráquea, luego son deglutidas y pasan al intestino en donde llegan al estadio final. En cambio, cuando la infección es por ingestión, las larvas pueden penetrar la mucosa bucal y realizar migración pulmonar o pasar directamente al intestino, donde las larvas adultas se adhieren a la mucosa intestinal mediante sus cápsulas bucales. Las larvas son bastante prolíficas, llegando a eliminar millones de huevos durante varias semanas. El periodo prepatente de *A. braziliense* es de 2 semanas aproximadamente, mientras que el de *A. tubaeforme* es de 3 semanas (8).
- **Patogenia:** Debido a que los parásitos de la familia Ancylostomatidae son hematófagos, pueden producir anemia hemorrágica. La severidad del cuadro dependerá de factores como el grado de infestación, la edad del animal y su estado general (3).

- **Signos clínicos:** Generalmente la infección por *A. tubaeforme* en gatos se presenta de forma crónica, por lo que se pueden observar signos como anemia, además de alteraciones digestivas como diarreas. (3). Cuando la infección es grave pueden observarse a los animales con pelaje deficiente, retraso en el crecimiento y diarreas con presencia de moco y sangre. La anemia severa puede comprometer la vida de animal. Se menciona también que se desarrolla una inmunidad bastante fuerte frente a la infección (8,29).
- **Diagnóstico:** Para el diagnóstico se recurren al análisis coprológico por métodos de flotación. También ayudan los análisis hematológicos (3).
- **Tratamiento:** Se han descrito fármacos eficaces contra todos los estadios de estos parásitos a fármacos como el pamoato de pirantes, mebendazol, fenbendazol, nitroscanato e ivermectina (3).
- **Control y profilaxis:** Se ha recomendado la buena higiene en el ambiente, realizando desinfecciones regulares con hipoclorito de sodio o borato sódico(3).
- **Zoonosis:** Las larvas de *Ancylostoma* pueden ocasionar larvas migratorias cutáneas en humanos. Se han descrito la mayoría de caso en zonas tropicales y subtropicales. *A. braziliense* se ha descrito con mayor frecuencia ocasionando lesiones cutáneas, aunque también pueden originar neumonitis eosinofílica, miositis localizada, foliculitis, eritema multiforme, entre otros (37). Las larvas ingresan a la piel de los humanos después del contacto con tierra contaminada con con heces de gatos, ocasionando erupciones en la piel (12). Con frecuencia estas lesiones son localizadas y acompañadas con prurito, y se resuelven en pocas semanas. Sin embargo, cuando ocurren

infestaciones masivas, las larvas pueden migrar a otros órganos, produciendo cuadros pulmonares o intestinales (13).

### 1.2.2. Cestodos en gatos

Este tipo de parásitos son llamados también gusanos planos. La infección en los gatos ocurre, en la mayoría de casos, por el consumo de tejidos infectados de huéspedes intermediarios. Por lo general, los estadios adultos de los cestodos poseen un cuerpo aplanado, en forma de cinta y dividido en segmentos, con órganos sexuales y huevos en cada uno de ellos. Estos reciben el nombre de estróbilos. En la cabeza poseen el botridio, botrio o escólex, que es un órgano de agarre que le permite adherirse a los tejidos. Las proglótides de los cestodos tienen órganos reproductores de ambos sexos, por lo que liberan huevos que requieren de fertilización (2).



**Figura 1.** Estructura general de un cestodo. Fuente: Taylor et al. (8).

### 1.2.2.1. *Taenia taeniaeformis*

- **Descripción:** La tenia adulta llega a medir aproximadamente hasta 70 cm de longitud. Tienen un escólex grande con una doble fila de ganchos y sin cuello. El útero posee de 5 a 9 ramas laterales y las proglótides posteriores tienen una forma acampanada. La etapa de metacéstodo es un estrobilocerco (*Strobilocercus fasciolaris*), que es un pequeño quiste conectado con un escólex evaginado por un estróbilo juvenil segmentado (8). El estrobilocerco llega a medir hasta 30 cm y está en diferentes órganos de roedores. Los huevos tienen un diámetro aproximado de 31-36  $\mu\text{m}$  (3).
- **Ciclo biológico:** El metacéstodo se desarrolla en el hígado de los roedores y se vuelve infectivo para los gatos después de 9 semanas (8). Los gatos contraen la infección cuando ingieren a estos metacéstodos ubicados en los tejidos de presas como roedores que previamente contrajeron la infección al ingerir comida contaminada con huevos presentes en las heces de los gatos (38). Cuando el gato ingiere al metacéstodo, el escólex se adhiere a la pared del intestino. Las tenias en los gatos se vuelven patentes alrededor de 6 semanas después y los huevos son expulsados al medio ambiente para que puedan infectar al hospedador intermediario (8). Los segmentos grávidos del parásito, además de ser expulsados junto con las heces, poseen la capacidad de salir a través del ano, pudiendo desplazarse por el pelo del animal (2). Los gatos pueden permanecer con la infección durante 2 años aproximadamente (8).
- **Patogenia:** La patogenia está asociada a factores como la intensidad de la infección, la duración de esta y el estado inmunológico del gato. Aunque las

formas adultas se consideran poco patógenas, se generan acciones patógenas traumáticas y expoliativas. La primera se da a causa de la fijación del parásito en la mucosa del intestino a través del escólex, generando principalmente irritación. La acción expoliadora se produce a causa de la sustracción de nutrientes en el intestino del hospedador, aunque raramente compromete su estado nutricional (3).

- **Signos clínicos:** La infección es generalmente asintomática. La manifestación de signos ocurre principalmente en animales jóvenes y cuando existen infecciones masivas. Siendo principalmente la observación de proglótides en heces o pelo del animal lo que advierte una infección. Cuando ocurren infecciones masivas se puede observar deterioro del pelo y estado general, adelgazamiento, distensión abdominal y diarrea o estreñimiento (3).
- **Diagnóstico:** Se realiza mediante la identificación de proglótides o huevos en las heces de los gatos, aunque su eliminación es irregular (3). Se utilizan técnicas de flotación para el diagnóstico coprológico (39). Los huevos son de color marrón, contienen dentro a seis larvas con gancho, y miden aproximadamente de 31 a 36  $\mu\text{m}$  de diámetro (2). Otro método alternativo es el inmunodiagnóstico, que ofrece ventajas frente al método coprológico, ya que el diagnóstico se puede realizar durante el periodo prepatente y permite diferenciar entre infecciones por diferentes agentes etiológicos (3).
- **Tratamiento:** Se han descrito como fármacos eficaces contra este parásito al praziquantel, que permite eliminar el 100% de formas adultas. Otros

fármacos son el epsiprantel, clorhidrato de bunamidina, niclosamida, mebendazol y fenbendazol (3).

- **Control:** Se basa principalmente en el tratamiento de los animales infectados y en evitar que tengan acceso a la caza de roedores (3).
- **Zoonosis:** Se han reportado escasos casos de infecciones a causa de este parásito infectando a humanos. Las infecciones intestinales se reportaron en 1922 en Argentina y 1976 en Japón. El metacéstodo ha sido documentado infectando a una persona en 1976. Sin embargo, considerando la distribución mundial del parásito, existen autores que no consideran a esta especie con potencial zoonótico (40).

#### 1.2.2.2. *Dipylidium caninum*

*Dipylidium* es el género de cestodo más común en gatos y perros domésticos. Es más corta que *Taenia spp.*, llegando a medir como máximo 50 cm aproximadamente (8).

- **Descripción:** Posee un escólex pequeño con cuatro ventosas y un rostelo protusible, que se encuentra armado con 3 o 4 filas de pequeños ganchos en forma de espina de rosa. Las proglótides grávidas son fácilmente reconocibles, con forma ovalada como un grano grande de arroz, y tienen dos juegos de órganos genitales, con un poro en cada margen. Cada cápsula de huevo puede contener entre 5 a 30 huevos (8). Los huevos son de color marrón-amarillento y casi esféricos. En su interior se encuentra un embrión exacanto y mide aproximadamente 25-50  $\mu\text{m}$ . Están contenidos en una cápsula de huevo que mide entre 120 y 200  $\mu\text{m}$ , y que puede llegar a contener hasta 30 huevos (8).



**Figura 2.** Cápsula de huevo de *Dipylidium caninum*. Fuente: Taylor et al. (8).

- **Ciclo biológico:** Los animales se infectan cuando ingieren las larvas cisticercoides que se encuentran en pulgas (Ctenocephalides). Estas se infectan al ingerir los paquetes de huevos de *D. caninum*. Los huevos se desarrollan en cisticercoides en la cavidad abdominal del huésped intermediario. Se menciona que solo las formas larvarias de la pulga pueden ingerir los huevos de este parásito, las formas adultas ya no lo pueden hacer. Los gatos adquieren la infección al ingerir las pulgas infectadas con los cisticercoides, los mismos que se convertirán en tenias adultas en el intestino delgado. En humanos la infección se contrae de la misma manera. *D. caninum* solo necesita entre 2 a 3 semanas para desarrollarse desde un cisticercoide hasta una tenia adulta que elimina segmentos (2,8,39).
- **Patogenia:** Realizan una acción expoliatriz al sustraer nutrientes como vitaminas y proteínas del contenido intestinal. También una acción irritativa a causa del movimiento sobre la mucosa y la salida de las proglótides por el ano. La acción traumática se ejerce a causa de la fijación de los parásitos por medio de las ventosas, botridios y rostelo con ganchos. La acción tóxica se produce a causa de los productos de desecho que alteran el contenido intestinal (28).

- **Diagnóstico:** Los huevos pueden observarse ocasionalmente en exámenes coprológicos de flotación. La mayoría de veces el diagnóstico se da cuando se observan los proglótidos en la zona perianal o en las heces (39).
- **Epidemiología:** La infección por *D. caninum* es común, y al depender de la presencia de pulgas para su endemia local, es más prevalente en animales descuidados, aunque la infección puede darse también en gatos bien cuidados (8).
- **Tratamiento y control:** En esta infección el tratamiento y control se debe realizar a la vez. Por lo tanto, al mismo tiempo que se realiza la desparasitación con fármacos como nitroscanato o praziquantel, se debe acompañar con el uso insecticidas. Además, se recomienda el control de las formas larvianas de la pulga en los lechos de descanso de los gatos (8).
- **Zoonosis:** Se ha descrito que el humano raramente se infecta con *D. caninum* (8).

### 1.2.3. Coccidios de los gatos

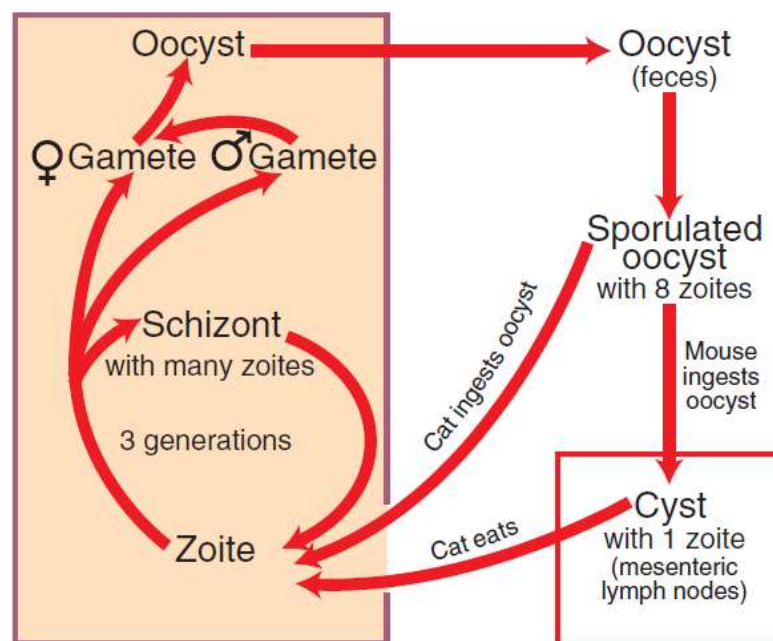
#### 1.2.3.1. *Cystoisospora spp.*

- **Descripción:** Los gatos son susceptibles a las infecciones por parásitos coccidios del género *Cystisosporea* (*Isospora*). Las especies más frecuentes son *C. felis* e *C. rivolta*. Estos parásitos son responsables de diarreas en gatos de temprana, aunque los cuadros son exacerbados por enfermedades virales o agentes inmunosupresores (8).
- **Morfología:** Los ooquistes de *C. felis* son ovoides, llegando a medir de 32-53 por 26-43  $\mu\text{m}$ . Tienen una pared lisa, coloración de amarilla a marrón

pálida, sin micropilo, gránulo polar ni residuo. Cada ooquiste esporulado contiene dos esporoquistes, cada uno con cuatro esporozoitos en forma de salchicha con glóbulos subcentrales y transparentes. Por otro lado, los ooquistes de *C. rivolta* miden de 21 a 29 por 18 a 26  $\mu\text{m}$  (8).

- **Ciclo biológico:** El ciclo biológico es directo o indirecto. Cuando se ingieren los ooquistes, el periodo prepatente es de 4 a 7 días para *C. rivolta* y de 7 a 11 días para *C. felis*. Cuando la infección se da después de la ingesta de cistozoitos presentes en ratones infectados, el periodo prepatente es más rápido en *C. felis*, pero similar en *C. rivolta* (2). Los roedores pueden ingerir ooquistes esporulados e infectarse así con las formas asexuales del parásito, convirtiéndose en reservorios de la infección (8).

**Figura 3.** Ciclo biológico de *Cystoisospora felis*. Fuente: Bowman (2).



- **Patogenia:** Poseen baja patogenicidad, pero se ha asociado a cuadros de diarrea en gatitos jóvenes con recuentos elevados de ooquistes. El parásito se ubica en las células epiteliales de las vellosidades intestinales,

ocasionando, en infecciones graves, atrofia y reducción en la superficie de absorción del intestino delgado, lo que puede ocasionar diarrea (8). *C. rivolta* es patógeno para los gatitos recién nacidos, pero no para los destetados. *C. felis* es patógeno tanto para los gatitos jóvenes como para los mayores (2).

- **Signos clínicos:** Los signos clínicos van desde infiltración neutrofílica e hipersecreción, hasta enteritis, emaciación. Algunas veces las infecciones masivas pueden llevar a la muerte de los animales (2).
- **Diagnóstico:** Los animales que presentan diarrea podrían eliminar ooquistes en las heces. Sin embargo, la presencia de estos no es suficiente para el diagnóstico, y debe ser considerada con otros signos clínicos (8).
- **Control:** Se recomiendan medidas como una buena higiene y es aislamiento. Los desinfectantes comunes son ineficaces contra los ooquistes, por lo que se deben usar productos a base de amoníaco (8).
- **Tratamiento:** Son efectivos para el tratamiento fármacos como la sulfadimetoxina, toltrazurilo o ponazuril (2).

#### 1.2.3.2. *Hammondia* spp.

- **Descripción:** Son parásitos de la familia Sarcocystiidae de distribución mundial. Tiene como hospedador final al gato y a roedores como hospedadores intermediarios. Los ooquistes de *Hammondia* spp. no esporulados son incoloros, subesféricos. Miden de 11-13 por 10-13  $\mu\text{m}$  después de esporular. Los esporocistos son elipsoidales, miden de 8-11 por 6-8  $\mu\text{m}$ , no poseen residuo. Los esporozoitos son alargados y curvados, con

el núcleo cerca del centro (8). Los ooquistes son prácticamente indistinguibles entre sí y los de *Toxoplasma* y *Neospora* (2).

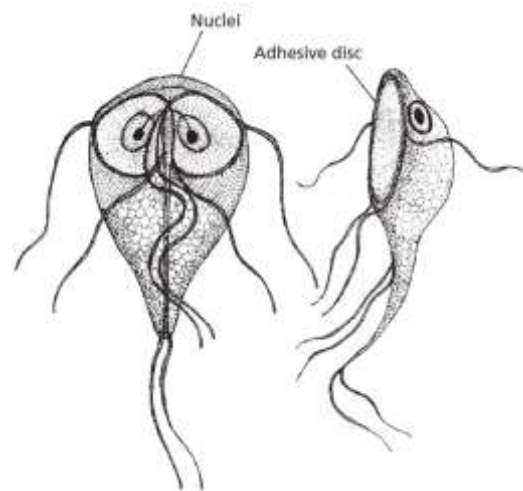
- **Patogenia:** No se ha descrito que sea patógeno para alguno de sus huéspedes (8).
- **Signos clínicos:** En los huéspedes intermediarios, los zoítos se multiplican (Taquizoítos) para luego formar quistes en los que se multiplican lentamente (bradizoítos). Estos se almacenan en los tejidos de los huéspedes que serán presa de un huésped definitivo. Solo los ooquistes esporulados de las heces del gato son infecciosos para los roedores, y solo los bradizoítos de tejidos de roedores son infectivos para los gatos (2).
- **Diagnóstico:** Se realiza la identificación de los ooquistes del parásito en las heces del gato. Se debe diferenciar de otras especies de coccidios (8).
- **Control:** Se basa en la higiene del ambiente en el que vive el gato además de reducir el riesgo de que pueda ingerir roedores (8).

#### **1.2.4. Otros protozoarios de los gatos**

##### **1.2.4.1. *Giardia* spp.**

*Giardia* es importante debido a los brotes transmitidos por agua contaminada en poblaciones humanas. Su clasificación aún es controversial a día de hoy. La especie principal es *Giardia intestinalis*, los datos filogenéticos indican que es un complejo de especies compuestas por especies específicas de cada huésped. La clasificación molecular los diferencia en ocho grupos o ensamblajes (8).

- **Descripción:** El trofozoíto tiene un cuerpo piriforme a elipsoidal, simétrico bilateralmente. Mide de 12-15 por 5-9  $\mu\text{m}$ . Su lado dorsal es convexo y presenta un disco de succión en el lado ventral. Tiene dos núcleos anteriores, dos axostilos delgados, ocho flagelos y un par de cuerpos medianos teñidos de oscuro. Los quistes son ovoides y miden de 8-12 por 7-10  $\mu\text{m}$  y contienen cuatro núcleos (2,8).



**Figura 4.** Trofozoíto de *G. intestinalis*. Fuente: Taylor et al. (8)

- **Ciclo biológico:** El ciclo biológico es simple y directo. Los trofozoítos se adhieren a las células epiteliales de la mucosa del intestino delgado mediante sus discos succionadores (En los gatos se encuentran en el yeyuno e íleon, en lugar del duodeno como ocurre en los perros). Estos se dividen por fisión binaria para producir más trofozoítos. Algunos de estos, de manera intermitente, se enquistan formando estadios de quistes resistentes que son expulsados del huésped junto con las heces. Aunque existe la posibilidad de que algunos trofozoítos sean expulsados junto con heces diarreicas, estos son incapaces de infectar y mueren pronto (2,8).

- **Signos clínicos:** El principal signo clínico es la diarrea persistente a causa de la malabsorción intestinal. En gatos infectados, las heces se observan mucoides, pálidas, blandas y malolientes (2).
- **Zoonosis:** La infección en humanos puede pasar inadvertida o causar una enteritis grave (2).

### 1.1. Definición de términos básicos

- **Prevalencia/frecuencia:** es la proporción de individuos de una población que presenta alguna condición en un momento puntual o a lo largo de un periodo (41).
- **Helmintos gastrointestinales:** son parásitos que incluyen a nematodos, cestodos y trematodos, que poseen ciclos de vida complejos y pueden habitar en el tracto digestivo (42).
- **Protozoarios gastrointestinales:** son eucariotas unicelulares como Giardia, Cystoisospora y Toxoplasma, que son capaces de colonizar el intestino y eliminar quistes u ooquistes en las heces. Presentan relevancia clínica y ambiental (43).
- **Nemátodos:** son helmintos cilíndricos, no segmentados y de simetría bilateral, pertenecientes al phylum Nematoda, que parasitan el tracto gastrointestinal de vertebrados. Se caracterizan por presentar sexos separados y un ciclo biológico generalmente directo, con eliminación de huevos embrionados o larvados a través de las heces. Tienen importancia clínica y epidemiológica debido a su capacidad de causar trastornos digestivos y afectar el estado sanitario del hospedador.

- **Coccidios:** son protozoarios eucariotas unicelulares pertenecientes al phylum Apicomplexa, que parasitan las células epiteliales del intestino de vertebrados. Se caracterizan por la formación de ooquistes que son eliminados con las heces y que, tras un proceso de esporulación en el ambiente, adquieren capacidad infectante. Presentan relevancia clínica, epidemiológica y ambiental, especialmente en animales jóvenes o inmunocomprometidos.
- **Tenias (cestodos):** son helmintos planos, segmentados y de cuerpo en forma de cinta, pertenecientes a la clase Cestoda, que parasitan el intestino de vertebrados. Se caracterizan por la presencia de un escólex de fijación y un estróbilo compuesto por proglótides, las cuales contienen los órganos reproductivos y son eliminadas total o parcialmente con las heces.
- **Coproparasitología:** es un conjunto de métodos de diagnóstico en heces que se utilizan para detectar huevos, larvas, quistes u ooquistes de parásitos. Es la técnica más empleada en parasitología humana y veterinaria (44).
- **Técnica de flotación de Sheather:** es una técnica coprológica basa en una solución de sacarosa concentrada (alta gravedad específica) que hace flotar formas parasitarias para su observación. Es un método recomendado para tamizaje fecal (45).

## CAPÍTULO II

### MARCO METODOLÓGICO

#### 2.1. Ubicación Geográfica

La obtención de muestras del presente estudio se llevó a cabo en el distrito de Cajamarca, perteneciente a la provincia y región de Cajamarca. La fase de laboratorio correspondiente al análisis parasitológico de las muestras recolectadas se desarrolló en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

##### 2.1.1 Características geográficas y meteorológicas (\*)

Las características geográficas y meteorológicas de la Provincia de Cajamarca son (\*):

- Altitud : 2 673 m.
- Latitud : 7°10'2.98" S
- Longitud : 78°29'35.14" O
- Temperatura máxima promedio : 19 °C
- Temperatura mínima promedio : 8,8 °C
- Precipitación pluvial anual : 801 mm
- Humedad relativa media anual : 68,92 %
- Clima: Templado seco, con precipitaciones concentradas entre los meses de diciembre a marzo

---

(\*) FUENTE: SERVICIO NACIONAL DE METEOROLOGÍA E HIDROLOGÍA DEL PERÚ – 2025

## **2.2. Diseño de la Investigación**

El presente estudio tuvo un diseño descriptivo, observacional y transversal, cuyo propósito fue determinar la frecuencia de los parásitos gastrointestinales identificados en felinos (*Felis catus*) y su relación con las variables de sexo y edad en el distrito de Cajamarca. El estudio se desarrolló en las siguientes fases:

### **2.2.1. Toma de muestras**

- Antes de la recolección de las muestras, a los propietarios de los gatos se les brindó instrucciones sobre el procedimiento adecuado para la recolección de las heces. Se les indicó que la muestra debía recogerse recién depositadas en la caja de arena, preferentemente inmediatamente después de observar la defecación o mediante la revisión frecuente de esta, con el propósito de reducir la exposición al ambiente y minimizar el riesgo de contaminación.
- Para la recolección, se les indicó utilizar un guante desechable limpio, con el cual debían tomar directamente una porción de las heces y transferirla de inmediato al recipiente de recolección. Asimismo, se estableció que la toma de la muestra debía efectuarse dentro de las primeras 2 horas posteriores a la deposición. En los hogares donde convivían dos o más animales, se recomendó el aislamiento temporal e individual del gato durante el periodo de muestreo, a fin de garantizar la correcta identificación del origen de la muestra y evitar errores de asignación.
- Las heces recolectadas por los propietarios fueron depositadas en un recipiente estéril y hermético (frasco plástico con tapa rosca) debidamente rotulado (ID del animal, sexo, edad, fecha y hora de

recolección). En presencia de arena adherida, esta se retiró cuidadosamente de la superficie antes de colocarla en el recipiente.

- Se consideró una cantidad de muestra suficiente y representativa, no menor a 30 gramos aproximadamente.
- Las muestras se transportaron en un cooler con gel refrigerante, manteniendo una temperatura de  $4 \pm 2$  °C hasta su llegada al laboratorio.
- El análisis coproparasitológico se efectuó el mismo día de la recolección, dentro de las 4 horas posteriores.

### **2.2.2. Análisis coproparasitológico de las muestras**

Cada muestra fecal fue sometida a la técnica cualitativa de flotación de Sheather descrita por Urquhart et al. (46). El procedimiento se llevó a cabo de la siguiente manera:

- Se tomaron aproximadamente 2 a 3 gramos de heces en un vaso plástico con capacidad de 100 mL y se añadieron 15 mL de solución saturada de Sheather (peso específico: 1,27).
- Las heces y la solución de flotación se mezclaron de manera uniforme con una varilla mezcladora y posteriormente se filtraron utilizando un colador plástico de malla fina.
- La muestra filtrada se vertió en un tubo de ensayo, luego se completó el volumen con solución de Sheather hasta formar un menisco convexo, y se colocó verticalmente un cubreobjetos sobre el menisco, evitando burbujas.
- Los tubos se centrifugaron a 1500 rpm durante 3 minutos para favorecer el ascenso de huevos hacia el cubreobjetos.

- Finalizada la centrifugación, el cubreobjetos se retiró cuidadosamente en sentido vertical y se colocó sobre un portaobjetos para su observación microscópica, realizando un barrido a 10× y confirmación morfológica a 40× (ver Anexo 2).
- **Preparación de la solución saturada de Sheather:** La solución saturada de Sheather se preparó mediante la disolución de 454 g de azúcar granulada (sacarosa) en 355 mL de agua, aplicando calor bajo hasta lograr su completa disolución, evitando el sobrecalentamiento para prevenir la caramelización. La solución obtenida se utilizó como medio de flotación coparásitológica, con una gravedad específica aproximada de 1,27 (47,48).

### **2.2.3. Identificación de especies de parásitos gastrointestinales**

Para la identificación de los parásitos en las muestras positivas, se tomaron como guía las características morfométricas descritas en la literatura especializada por Bowman (2), Cordero et al. (3) y Quiroz Romero (28).

Los resultados obtenidos del análisis coparásitológico fueron consignados en el registro de datos correspondiente, con el fin de asegurar su sistematización y posterior análisis estadístico.

## **2.3. Población, muestra y unidad de análisis**

### **2.3.1. Población**

La población de estudio estuvo conformada por los gatos procedentes del distrito de Cajamarca que acudieron a consulta a la clínica veterinaria Baby Can durante el periodo en el que se ejecutó el estudio.

- *Criterio de inclusión:* Se incluyeron en el estudio las muestras fecales de gatos con propietario, de cualquier edad y de ambos sexos, siempre que no hubieran sido desparasitados en los últimos tres meses y que pertenecieran al distrito de Cajamarca.
- *Criterio de exclusión:* Se excluyeron aquellas muestras fecales provenientes de gatos que hubieran recibido tratamiento antiparasitario en los tres meses previos a la recolección, así como las que correspondieron a animales que no pertenecían al distrito de Cajamarca.

### **2.3.2. Muestra**

El tamaño de muestra se estimó mediante la fórmula para el cálculo del tamaño muestral de una proporción en estudios transversales, con un nivel de confianza del 95%, según Thrusfield (49). Para el parámetro de prevalencia se utilizó como referencia el 49,4% reportado por Meza Mansilla (23) y se fijó una precisión absoluta de 0,10. Con estos supuestos, el tamaño mínimo requerido fue 97 gatos. Sin embargo, con el fin de aumentar la precisión de la estimación disponer de un número mayor de observaciones se decidió incrementar el tamaño a 100 gatos.

La selección de los participantes se realizó mediante un muestreo no probabilístico por conveniencia, incluyendo a los gatos que acudieron a consulta a la clínica veterinaria Baby Can y que cumplieron con los criterios de inclusión establecidos.

Los individuos fueron clasificados por sexo y etapa etaria conforme a las categorías por Little (50): gatitos: 0–6 meses; junior: 7 –24 meses; adulto: 2–6 años; maduro: 7–10 años; senior: 11–14 años; senior maduro: >15 años.

### 2.3.3. Unidad de Análisis

La unidad de análisis correspondió a muestra de heces de cada gato incluido en el estudio (n = 100). De cada individuo se obtuvo una muestra fecal para el análisis coproparasitológico, constituyendo esta la unidad de observación.

## 2.4. Técnicas e instrumentos de recopilación de información

- Técnicas: Observación indirecta (microscopía óptica), técnica de flotación de Sheather.
- Instrumento: Ficha de registro clínico, microscopio óptico, registro de observaciones para laboratorio.

## 2.5. Técnicas para el procesamiento y análisis de la información

### 2.5.1. Análisis estadístico

La base de datos se elaboró en Microsoft Excel a partir de fichas individuales. Cada registro correspondió a un gato (n = 100). Se codificaron las siguientes variables clave: ID del gato, sexo, edad, frecuencia de helmintos y protozoarios, y los géneros y especies identificados para cada uno. La base de datos final fue importada a SPSS v.27 para su análisis.

#### 2.5.1.1. Cálculo de frecuencias

La frecuencia fue determinada mediante la siguiente fórmula:

$$Frecuencia = \frac{N^{\circ} \text{ total de muestras positivas}}{N^{\circ} \text{ total de muestras}} \times 100$$

El intervalo de confianza para la frecuencia se calculó mediante el método de Wilson para proporciones binomiales:

$$IC95\% = \frac{\rho + \frac{z^2}{2n} \pm Z \sqrt{\frac{\rho(1-\rho)}{n} + \frac{z^2}{4n^2}}}{1 + \frac{Z^2}{n}}$$

Donde:

- $\rho$  = proporción observada en la muestra.
- $Z$  = valor crítico de la distribución normal estándar para un nivel de confianza del 95% (1,96).
- $n$  = tamaño de la muestra.

### 2.5.1.2. Comparaciones bivariadas

- Para la variable sexo ( $2 \times 2$ ): en presencia de celdas con frecuencias esperadas  $<5$ , realizó la prueba exacta de Fisher (bilateral).
- Para la variable edad (tres categorías  $2 \times 3$ ): al observarse que  $>50\%$  de las celdas esperadas tuvieron frecuencias esperadas  $<5$ , se realizó la prueba exacta de Fisher (bilateral) tras colapsar las categorías Junior y Adulto en la categoría “ $\geq 7$  meses” (tabla  $2 \times 2$ : Gatito vs  $\geq 7$  m), para garantizar validez exacta del valor-p con conteos pequeños. Esta estrategia se aplicó la misma forma para la frecuencia de nematodos y coccidios.
- Para todas las pruebas estadísticas se adoptó un nivel de significancia del 5% ( $\alpha = 0,05$ ).

### 2.5.2. Organización de la información

La información fue organizada en tablas de frecuencia. En dichas tablas se presentaron tanto las frecuencias absolutas como las relativas (porcentajes), lo que permitió describir la distribución de los parásitos gastrointestinales identificados en la población felina estudiada. Asimismo, las variables

epidemiológicas de interés, como el sexo y el grupo etario, fueron ordenadas en tablas de contingencia para facilitar la interpretación y el análisis comparativo de la prevalencia parasitaria entre categorías.

## **2.6. Equipos y materiales**

### **2.6.1. Equipos de laboratorio**

- Microscopio óptico.
- Computadora con software IBM SPSS Statistics v27.

### **2.6.2. Materiales de campo**

- Bolsas plásticas rotuladas para recolección de muestras.
- Nevera de poliestireno con acumuladores de frío.
- Guía de consentimiento informado para propietarios.
- Guantes de látex y mascarillas.

### **2.6.3. Materiales de laboratorio**

- Tubos de ensayo y gradillas.
- Vasos de precipitación y varillas mezcladoras.
- Coladores plásticos de doble malla fina.
- Cubreobjetos y portaobjetos de microscopio.
- Solución saturada de Sheather.

## CAPÍTULO III

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. Presentación de Resultados

##### 3.1.1. Frecuencia global de parásitos gastrointestinales

**Tabla 1.** Frecuencia global de parásitos gastrointestinales en gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100).

Grupo	Casos positivos	Frecuencia (%)	IC95%
Helmintos: <i>Toxocara cati</i>	9/100	9,00%	4,81 – 16,23
Protozoos: <i>Cystoisospora felis</i>	10/100	10,00%	5,52 – 17,44
<b>Frecuencia Global</b>	19/100	19,00%	12,51 – 27,78

Nota: IC: intervalo de confianza.

La Tabla 1 muestra que la frecuencia global de parasitismo gastrointestinal en gatos de Cajamarca fue de 19,00% (IC95%: 12,51–27,78). Según el grupo parasitario, se registró una frecuencia de 10,00% para protozoos (IC95%: 5,52–17,44) y de 9,00% para helmintos (IC95%: 4,81–16,23).

### 3.1.2. Frecuencia de helmintos gastrointestinales

**Tabla 2.** Frecuencia de helmintos gastrointestinales según el sexo de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100).

Especie	Sexo	Casos positivos	Frecuencia (%)	IC-95%	Valor p*
<i>T. cati</i>	Macho	7/68	10,29 %	5,08–19,76	0,715
	Hembra	2/32	6,25 %	1,73–20,15	

Nota: IC: intervalo de confianza. \*Prueba exacta de Fisher: no se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *T. cati* y el sexo de los gatos ( $p > 0,05$ ).

En la Tabla 2 se observa que no existió asociación estadísticamente significativa entre el sexo y la frecuencia de *Toxocara cati* en gatos de Cajamarca ( $p = 0,715$ ).

La frecuencia fue de 10,29% en machos (IC95%: 5,08–19,76) y de 6,25% en hembras (IC95%: 1,73–20,15).

**Tabla 3.** Frecuencia de helmintos gastrointestinales según la edad de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100).

Especie	Categoría de edad	Casos positivos	Frecuencia (%)	IC95%	Valor p*
<i>T. cati</i>	Gatito	5/31	16,13%	7,09–32,63	0,131
	Junior	2/48	4,17%	1,15–13,98	
	Adulto	2/21	9,52%	2,65–28,91	

Nota: Gatito (0–6 meses), Junior (7–24 meses) y Adulto ( $\geq 25$  meses – 7 años). \*Prueba exacta de Fisher: no se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *T. cati* y la edad de los gatos ( $p > 0,05$ ). Para evaluar la asociación por edad, se agruparon Junior y Adulto en la categoría “ $\geq 7$  meses” y se comparó frente a Gatito (0–6 meses) mediante la prueba exacta de Fisher (bilateral). La decisión de colapsar categorías se tomó porque en la tabla original  $2 \times 3$ , más del 50% de las celdas presentaron frecuencias esperadas menores a 5.

En la Tabla 3 se observa la distribución de *Toxocara cati* según la categoría de edad en gatos de Cajamarca. Los gatitos (0–6 meses) presentaron una frecuencia de 16,13% (IC95%: 7,09–32,63), los gatos junior (7–24 meses) una frecuencia de 4,17% (IC95%: 1,15–13,98) y los adultos ( $\geq 25$  meses) una frecuencia de 9,52% (IC95%: 2,65–28,91). Sin embargo, al comparar de forma dicotómica a los gatitos frente a los gatos de  $\geq 7$  meses mediante la prueba exacta de Fisher (bilateral), no se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *T. cati* y la edad de los gatos ( $p = 0,131$ ).

### 3.1.3. Frecuencia de protozoarios gastrointestinales

**Tabla 4.** Frecuencia de protozoarios gastrointestinales según el sexo de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100).

Especie	Sexo	Casos positivos	Frecuencia (%)	IC-95%	Valor p*
<i>C. felis</i>	Macho	5/68	7,35 %	3,18–16,09	0,283
	Hembra	5/32	15,62 %	6,86–31,75	

Nota: IC: intervalo de confianza. \*Prueba exacta de Fisher: no se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *C. felis* y el sexo de los gatos ( $p > 0,05$ ).

La Tabla 4 muestra que no se evidenció asociación estadísticamente significativa entre el sexo y la frecuencia de *C. felis* en gatos de Cajamarca ( $p = 0,283$ ). La frecuencia de *C. felis* fue de 7,35% en machos (IC95%: 3,18–16,09) y de 15,62% en hembras (IC95%: 6,86–31,75); sin embargo, estas diferencias no alcanzaron significancia estadística ( $p > 0,05$ ).

**Tabla 5.** Frecuencia de protozoarios gastrointestinales según la edad de gatos de Cajamarca, 2024 (n = 100).

Especie	Categoría de edad	Casos positivos	Frecuencia (%)	IC95%	Valor p*
<i>C. felis</i>	Gatito	6/31	19,35 %	9,19–36,28	0,066
	Junior	3/48	6,25 %	2,15–16,84	
	Adulto	1/21	4,76 %	0,85–22,67	

Nota: Gatito (0–6 meses), Junior (7–24 meses) y Adulto ( $\geq 25$  meses – 7 años). \*Prueba exacta de Fisher: no se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *C. felis* y la edad de los gatos ( $p > 0,05$ ). Para evaluar la asociación por edad, se agruparon Junior y Adulto en la categoría “ $\geq 7$  meses” y se comparó frente a Gatito (0–6 meses) mediante la prueba exacta de Fisher (bilateral). La decisión de colapsar categorías se tomó porque en la tabla original  $2 \times 3$ , más del 50% de las celdas presentaron frecuencias esperadas menores a 5.

La Tabla 5 muestra la distribución de *Cystoisospora felis* según la categoría de edad en gatos de Cajamarca. En gatitos (0–6 meses) se observó una frecuencia de 19,35% (IC95%: 9,19–36,28). En la categoría junior (7–24 meses) la frecuencia fue de 6,25% (IC95%: 2,15–16,84), mientras que en los adultos ( $\geq 25$  meses) se registró una frecuencia de 4,76% (IC95%: 0,85–22,67). La comparación dicotómica entre gatitos y gatos de  $\geq 7$  meses, realizada por la prueba exacta de Fisher (bilateral), no evidenció una asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de *C. felis* y la edad de los gatos ( $p = 0,066$ ).

### **3.1. Análisis, interpretación y discusión de resultados**

#### **3.1.1. Sobre la frecuencia global de parasitosis gastrointestinal**

La frecuencia general de parasitismo gastrointestinal fue de 19,0% (IC95%: 12,51–27,78) (Tabla 1), con proporciones semejantes entre helmintos (9,0%; IC95%: 4,81–16,23) (Tabla 2) y protozoarios (10,0%; IC95%: 5,52–17,44) (Tabla 3), lo que indica que, en esta muestra, aproximadamente 1 de cada 5 gatos eliminó alguna forma de parásito en heces, reflejando una circulación activa, aunque no masiva de parasitismo gastrointestinal bajo las condiciones locales del muestreo. Este nivel de infección, suele ser coherente con frecuencias de parasitismo observadas en gatos domésticos, que presentan una exposición ambiental intermitente, cohabitando con otros animales y que muestran patrones de eliminación fecal fluctuante; factores que, junto con la temprana edad de los gatos y el acceso al exterior, son los que determinan el riesgo de positividad en estudios clínicos (51,52). Asimismo, se debe mencionar que la estimación de la prevalencia depende del método diagnóstico empleado, ya que pruebas moleculares muestran mayor sensibilidad frente a técnicas de flotación, sobre todo en infecciones de cargas bajas o ciertos grupos como cestodos (53,54), por lo que estudios en los que se empleen estas técnicas mostrarán frecuencias generales más altas que los basados solo en microscopía.

La frecuencia general observada en el presente estudio es menor a la reportada por Vilca y Melo (25) en Puno, quienes reportaron una prevalencia de 61,6% mediante los métodos directo y de flotación con sulfato de Zinc; asimismo es menor al 49,4% reportado por Meza (23) en Lima mediante cuatro técnicas coprológicas distintas. En cambio, la frecuencia fue similar a la que encontró Dueñas (24) en Lima, quien indicó un valor de 22,85% mediante el método de Faust. A nivel internacional, la frecuencia observada fue menor a las reportadas

en países como Brasil, en el que la frecuencia de parasitosis gastrointestinal en gatos domésticos fue de 39,2% mediante tres diferentes técnicas coproparasitológicas (Flotación de Sheather, Faust, y Hoffman, Pons y Janer) (55). Un valor similar se reportó en Corea, en donde la frecuencia mediante la técnica de flotación con solución saturada de cloruro de sodio fue de 39,8%, encontrando además una mayor frecuencia de parasitosis en gatos callejeros frente a los domésticos ( $p < 0,05$ ) (56), mostrando como el contexto de vida de los gatos puede elevar la frecuencia observada. Las similitudes observadas entre estudios suelen darse cuando se comparan poblaciones de gatos domésticos, que mantienen un régimen sanitario básico y en las que se utilizan un diagnóstico coprológico similar; sin embargo, las diferencias observadas ocurren a causa de diferencias en las edades de los gatos muestreados, el estilo de vida y por consiguiente su acceso al exterior, así como prácticas de caza y cohabitación con otros animales, aunque también son relevantes la temporalidad o estacionalidad del muestreo y el método de diagnóstico empleado (52,54). Estos factores metodológicos y de exposición han sido señaladas de manera reiterada en estudios clínicos y comparativos como fuentes de variabilidad en los resultados.

Se debe tener en cuenta que en la presente investigación no se tuvo en cuenta el análisis de variables de exposición, como el acceso al exterior, la desparasitación reciente o la convivencia con otros animales. Además, la técnica de sedimentación podría haber subestimado la frecuencia ante infecciones de baja intensidad. Sin embargo, los resultados observados indican que se deben implementar desparasitaciones estratégicas e implementar medidas de higiene en la población de gatos para reducir las infecciones. También se deberían considerar métodos complementarios de diagnóstico cuando existe sospecha clínica ante resultados coproparasitológicos negativos.

### 3.1.2. Sobre la frecuencia de parásitos gastrointestinales según el sexo

Los resultados indicaron que no se evidenció una asociación estadísticamente significativa entre el sexo y la frecuencia de *T. cati* y *C. felis* (Tabla 2 y 4). Esto indica que, con el tamaño y estructura de la muestra evaluada, tanto machos y hembras presentaron probabilidades similares de resultar positivos. Esto se explica, ya que no existe un mecanismo biológico que haga a un sexo u otro más susceptible a eliminar huevos u ooquistes en las heces. Las diferencias que se puedan observar entre sexos podrían ser atribuidas a factores de exposición o manejo (57,58).

Los resultados del presente estudio contrastan con estudios recientes en los que se ha señalado que el sexo no es un factor asociado con la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos una vez que se controlan variables como la edad, el estilo de vida y el tratamiento antiparasitario (59,60). Sin embargo, sí existen estudios en los que se encontraron diferencias en la prevalencia de la enfermedad parasitaria según el sexo de los gatos, dependiendo del género del parásito y el contexto. Por ejemplo, en México, se encontró que los machos se asociaron con una mayor frecuencia de *Toxocara cati* tras considerar otras variables, y se mencionó que el acceso al exterior multiplicó el riesgo ocho veces (52). En cambio, en Italia, se observó que las hembras mostraron mayor riesgo de presentar parasitosis por ancilostomas, aunque también fueron relevantes factores como la vida exterior y la falta de desparasitación (58). Para el caso de *Toxocara*, se ha demostrado que el tiempo al aire libre es un factor clave en la excreción de huevos, por encima del sexo (61). Las similitudes observadas entre estudios se dan cuando los machos y hembras comparten comportamientos y manejo sanitario similares; en cambio, las diferencias pueden darse cuando el factor sexo está correlacionado con ciertos comportamientos, prácticas de

manejo o contextos que aumentan o disminuyen la exposición a un riesgo, por ejemplo, los machos podrían presentar una mayor deambulaci3n en ciertos casos o involucrarse m3s en actividades de caza, lo que aumenta las probabilidades de infecci3n. Sin embargo, se debe tener en cuenta que, en el presente estudio, estas variables (acceso exterior, h3bitos de caza) no fueron evaluadas.

### **3.1.3. Sobre la frecuencia de par3sitos gastrointestinales seg3n la edad**

Los resultados mostraron que las mayores frecuencias de parasitismo se concentraron en gatitos (0 a 6 meses); sin embargo, el an3lisis estadístico no revel3 diferencias estadísticas entre gatitos y animales mayores a 7 meses (Tabla 3 y 5). Esto indica que, en la muestra evaluada, la edad no fue un factor asociado a la prevalencia de nematodos o coccidios. Al respecto, se ha mencionado que, la mayor prevalencia en gatitos se debe a la combinaci3n de factores como una inmunidad a3n inmadura, la exposici3n temprana al ambiente y conductas que facilitan la ingest3n de materia contaminada (51,62). En consecuencia, las cargas y prevalencias parasitarias son m3s altas en individuos j3venes, moder3ndose con el tiempo gracias a la inmunidad adquirida y por mejoras en el manejo sanitario y tratamiento antiparasitario (63,64).

La mayor frecuencia de parasitosis observada en gatitos, aunque no significativa, es similar a lo observado por Vilca y Melo (25) en Lima, quienes observaron una mayor prevalencia en gatos menores de un a3o (64,6%) en comparaci3n con animales mayores a un a3o (43,8%). A nivel internacional, tambi3n coincide con un estudio realizado en M3xico, en el que los gatos menores a 7 meses presentaron mayor positividad de enteropar3sitos (52). Asimismo, en Brasil, se asoci3 una mayor frecuencia de coccidios en animales j3venes (55). Aunque, la edad ha sido asociada adem3s al acceso al exterior como predictor relevante de infecci3n parasitaria (57), lo que destaca la interacci3n existente entre el factor

edad y la exposición a fuentes contaminadas. Un estudio clínico ha indicado una mayor prevalencia para protozoos en gatos menores de 6 meses (65). Para el caso de la helmintiasis, se ha demostrado que el riesgo de infección disminuye con la edad, y aumenta cuanto más tiempo pasa el gato al aire libre (61). Cabe señalar que, no en todos los contextos se observa esta tendencia, ya que se ha determinado que en poblaciones ferales o de refugio se pueden presentar tasas altas en todas las edades por mayor presión en la transmisión (66,67). Las diferencias que pueden encontrarse entre estudios podrían explicarse debido a factores como el grado de exposición en los gatos evaluados, los métodos de diagnóstico empleados, la estacionalidad del muestreo y la estructura etaria considerada para la clasificación de la muestra evaluada.

Se debe tener en cuenta que, en este estudio el tamaño muestral por estrato etario y la baja frecuencia de parasitismo en cada categoría, genera frecuencias esperadas bajas, lo que reduce la potencia de las pruebas estadísticas de asociación, influyendo en la ausencia de significancia estadística. Asimismo, al no evaluar variables de exposición pudieron subestimarse las diferencias reales entre grupos etarios. Sin embargo, los resultados obtenidos y la revisión bibliográfica indican que se debe priorizar el diagnóstico y tratamiento en gatos menores de 6 meses, además de reforzar medidas de higiene y restringir el acceso al exterior. En estos animales también se deberían implementar protocolos de desparasitación con intervalos más estrechos, dada su mayor susceptibilidad.

#### **3.1.4. Sobre los géneros y especies identificados**

En la presente investigación se identificaron nematodos representados únicamente por *Toxocara cati* y coccidios representados por *Cystoisospora felis*. La presencia de *T. cati* en poblaciones domésticas es esperable dado su ciclo de vida con transmisión ambiental (huevos muy resistentes en suelos y areneros)

(68), además de la posibilidad de transmisión a través de la leche materna, lo que mantiene la circulación aun con desparasitaciones esporádicas (69). Este parásito es relevante en la salud pública debido a su papel en la toxocariosis humana, lo que justifica medidas de control, incluso cuando las prevalencias en gatos son bajas (70,71). En humanos, la evidencia directa de zoonosis por *T. cati* existe, pero es menos abundante que la de *T. canis*. Se ha informado de infecciones intestinales con gusanos identificados morfológicamente como *T. cati* en niños (72). Asimismo, se ha reportado una forma de infección ocular en mediante confirmación serológica de *T. cati*, aunque sin confirmación molecular (73) y un caso de mielitis longitudinal asociada al parásito (74). Sin embargo, las pruebas serológicas convencionales no distinguen de una manera confiable entre las infecciones por *T. canis* o *T. cati*, y las PCR específicas para cada especie rara vez son aplicadas en la clínica humana, por lo que la mayoría de casos son reportados como *Toxocara* spp. (75). En consecuencia, la carga atribuible a *T. cati*, puede permanecer subestimada o indeterminada a pesar del reconocimiento oficial de su potencial zoonótico.

En el caso de *Cystoisospora felis*, se ha descrito que la mayor eliminación de ooquistes ocurre de forma típica en gatitos y animales inmunológicamente inmaduros. Muchos de estos animales son portadores subclínicos, contribuyendo a la contaminación ambiental y a diarreas autolimitadas en gatitos (76). La mayor presencia de individuos en las categorías de edad gatitos y junior en la muestra evaluada explicaría la mayor frecuencia de este parásito en los resultados finales. Los resultados observados coinciden con estimaciones recientes en los que se identificó a *T. cati* como el parásito más frecuente (13,6%) y *C. felis* alrededor de 7%, con variaciones a causa del origen de los gatos (domésticos y en refugio) (77). A nivel global, un metaanálisis sitúa la prevalencia de *T. cati* alrededor del

17% mediante métodos coproparasitológicos, con heterogeneidad geográfica considerable (78), ubicando al resultado del presente estudio en un rango medio de lo esperado para poblaciones de gatos domésticos. En el caso de *C. felis*, se han reportado prevalencias menores al 10% y con mayor predisposición en animales menores de 1 año (65), lo que es compatible con el patrón observado en el presente estudio, aunque se ha informado que estas prevalencias pueden aumentar en entornos de mayor exposición como el caso de refugios (79). Las similitudes observadas entre estudios se explican cuando la población estudiada corresponde al mismo estrato o cuando se utilizan protocolos de diagnóstico parecidos; mientras que las diferencias suelen aparecer cuando existen cambios en factores como el acceso al exterior, la estructura etaria de la muestra, el manejo sanitario y la metodología de diagnóstico empleada.

En el presente estudio, el uso exclusivo de coproparasitología puede subestimar ciertas infecciones de baja intensidad, además de depender de la intermitencia de la excreción. Otros grupos de parásitos pueden ser menos detectables mediante el método coproparasitológico utilizado, reflejando una ausencia que podría no ser real en la población evaluada. No obstante, la identificación de estos parásitos, sugieren la desparasitación estratégica y la implementación de medidas de higiene, dado el impacto zoonótico en el caso de la toxocariasis. Además, se deben considerar otras pruebas de diagnóstico con el fin de caracterizar con mayor precisión los géneros y especies presentes en la población.

### 3.1. Contratación de hipótesis

#### 3.1.1. Hipótesis

- **Hipótesis nula ( $H_0$ ):** La frecuencia de parásitos gastrointestinales en gatos del distrito de Cajamarca es mayor o igual a 49,4%
- **Hipótesis alternativa ( $H_1$ ):** La frecuencia de parásitos gastrointestinales en gatos del distrito de Cajamarca es menor que 49,4%.

#### 3.1.2. Contraste estadístico

Se aplicó una prueba Z para una proporción, con el fin de contrastar la frecuencia observada frente al valor de referencia de 49,4%. Considerando un tamaño muestral de 100 gatos y una frecuencia observada de 19,0%, se obtuvo un estadístico de prueba de:

$$Z = \frac{p - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1 - p_0)}{n}}} = \frac{0,19 - 0,494}{\sqrt{\frac{0,494(1 - 0,494)}{100}}} = -6,08$$

Dado que la proporción observada fue marcadamente inferior al valor de referencia, el valor p unilateral fue menor a 0,001. Asimismo, el intervalo de confianza del 95% para la prevalencia global (12,51%–27,78%) se ubicó completamente por debajo del 49,4%.

#### 3.1.3. Decisión

Se rechaza la hipótesis nula. Existe evidencia estadísticamente significativa para concluir que la frecuencia de parásitos gastrointestinales en gatos del distrito de Cajamarca fue inferior a 49,4%, bajo las condiciones del estudio y con el método diagnóstico empleado.

## CAPÍTULO IV

### CONCLUSIONES

1. La frecuencia de parásitos gastrointestinales en gatos de Cajamarca fue de 19,0% (IC95%: 12,51 – 27,78), con frecuencias semejantes para *Toxocara cati* (9,0%; IC95%: 4,81–16,23) y *Cystoisospora felis* (10,0%; IC95%: 5,52–17,44), determinadas mediante la técnica de flotación.
2. No se encontró asociación estadísticamente significativa entre la frecuencia de parasitosis gastrointestinal y los factores de sexo y edad de los gatos.

## **CAPÍTULO V**

### **SUGERENCIAS**

- En futuras investigaciones se sugiere la inclusión de variables de exposición, como el acceso al exterior, la convivencia con otros animales y el historial de tratamientos antiparasitarios. Asimismo, se podrían implementar métodos complementarios de diagnóstico, con el fin de estimar con mayor precisión las prevalencias e infecciones con bajas cargas.
- Se podrían implementar estudios con diseños longitudinales que se encarguen de realizar un seguimiento estacional, además de un muestreo ambiental, incorporando análisis multivariados para identificar factores de riesgo de manera más objetiva.

## REFERENCIAS

1. CPI (Compañía peruana de estudios de mercados y opinión pública). Tenencia de mascotas en los hogares a nivel nacional. Lima - Perú: 2018. 1-6 p. Disponible en:  
[/http://cpi.pe/images/upload/paginaweb/archivo/26/mr\\_mascotas\\_201808.pdf](http://cpi.pe/images/upload/paginaweb/archivo/26/mr_mascotas_201808.pdf).
2. Bowman D. Georgis' parasitology for veterinarians 10th ed. 10ma ed. Missouri: Elsevier Saunders. 2014. 499 p.
3. Cordero M, Rojo F, Martínez A, Sánchez M, Hernández S, Navarrete I, Díez P, Quiroz H, Carvalho M. Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill Interamericana. 1999. 968 p.
4. Wilcox RS, Bowman DD, Barr SC, Euclid JM. Intestinal obstruction caused by *Taenia taeniaeformis* infection in a cat. *Journal of the American Animal Hospital Association*. 2009. 45:93-6. <https://doi.org/10.5326/0450093>.
5. Venier F, Compagnone K, Kerins A, Rosa C. Common bile duct obstruction caused by a helminth in a cat in the UK: ultrasonographic findings, histopathology and outcome. *JFMS open reports*. 2021. 7. <https://doi.org/10.1177/2055116920984391>.
6. Onwuliri COE, Nwosu ABC, Anya AO. Experimental *Ancylostoma tubaeforme* infection of cats: changes in blood values and worm burden in relation to single infections of varying size. *Zeitschrift fur Parasitenkunde (Berlin, Germany)*. 1981. 64:149-55. <https://doi.org/10.1007/BF00930491>.
7. Lightowlers MW, Rickard MD. Excretory-secretory products of helminth parasites: effects on host immune responses. *Parasitology*. 1988. 96 Suppl:S123-66. <https://doi.org/10.1017/S0031182000086017>.
8. Taylor MA, Coop RL, Wall RL. Veterinary Parasitology. 4th ed. Oxford: Wiley Blackwell. 2016. 1035 p.
9. Burgess SL, Gilchrist CA, Lynn TC, Petri WA. Parasitic Protozoa and Interactions with the Host Intestinal Microbiota. *Infection and Immunity*. 2017. 85. <https://doi.org/10.1128/IAI.00101-17>.

10. Overgaauw PAM, Vinke CM, van Hagen MAE, Lipman LJA. A One Health Perspective on the Human-Companion Animal Relationship with Emphasis on Zoonotic Aspects. *International journal of environmental research and public health*. 2020. 17. <https://doi.org/10.3390/IJERPH17113789>.
11. Baneth G, Thamsborg SM, Otranto D, Guillot J, Blaga R, Deplazes P, Solano-Gallego L. Major Parasitic Zoonoses Associated with Dogs and Cats in Europe. *Journal of Comparative Pathology*. 2016. 155:S54-74. <https://doi.org/10.1016/J.JCPA.2015.10.179>.
12. Robertson ID, Thompson RC. Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. *Microbes and Infection*. 2002. 4:867-73. [https://doi.org/10.1016/S1286-4579\(02\)01607-6](https://doi.org/10.1016/S1286-4579(02)01607-6).
13. Robertson ID, Irwin PJ, Lymbery AJ, Thompson RCA. The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International journal for parasitology*. 2000. 30:1369-77. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00134-X](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00134-X).
14. Despommier D. Toxocariasis: Clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. *Clinical Microbiology Reviews*. 2003. 16:265-72. <https://doi.org/10.1128/CMR.16.2.265-272.2003/ASSET/9C170911-A09A-4FDE-9678-0F98DE875E72/ASSETS/GRAPHIC/CM0230028008.JPEG>.
15. Kurnosova OP, Panova OA, Arisov M V. The prevalence of potentially zoonotic intestinal parasites in dogs and cats in Moscow, Russia. *Helminthologia*. 2023. 60:44-51. <https://doi.org/10.2478/HELM-2023-0009>.
16. Mateo M, Montoya A, Bailo B, Köster PC, Dashti A, Hernández-Castro C, Saugar JM, Matas P, Xiao L, Carmena D. Prevalence and public health relevance of enteric parasites in domestic dogs and cats in the region of Madrid (Spain) with an emphasis on *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* sp. *Veterinary Medicine and Science*. 2023. 9:2542. <https://doi.org/10.1002/VMS3.1270>.
17. Joachim A, Auersperg V, Drüe J, Wiedermann S, Hinney B, Spargser J. Parasites and zoonotic bacteria in the feces of cats and dogs from animal shelters

- in Carinthia, Austria. *Research in veterinary science*. 2023. 164. <https://doi.org/10.1016/J.RVSC.2023.105022>.
18. Dos Reis LL, de Souza LSS, de Oliveira Braga FC, de Souza Lima DC, de Souza Lima NA, Padinha J da S, Nava AFD, Vicente ACP. Zoonotic *Giardia duodenalis* assemblage A in northern sloth from Brazilian Amazon. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2023. 118. <https://doi.org/10.1590/0074-02760230088>.
  19. Yun CS, Moon BY, Lee K, Kang SM, Ku BK, Hwang MH. The detection and phylogenetic characterization of *Cryptosporidium*, *Cystoisospora*, and *Giardia duodenalis* of cats in South Korea. *Frontiers in cellular and infection microbiology*. 2023. 13. <https://doi.org/10.3389/FCIMB.2023.1296118>.
  20. Briones Silva K. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos (*Felis catus*) en la parroquia La Matriz del Cantón Latacunga. [Tesis de Grado]. Latacunga-Ecuador: Universidad Técnica de Cotopaxi. 2019.
  21. Bustamante Jiménez MR. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gatos domésticos de la Cdla. el Cóndor de la ciudad de Guayaquil. [Tesis de Grado]. Guayaquil: Universidad Agraria del Ecuador. 2020. 93 p.
  22. da Silva YH, Campos DR, Lima GAC, Quintal JP, Guimarães BG, Do Rêgo GMM, de Avelar BR, Intriери J de M, Correia TR, Scott FB. Prevalence of gastrointestinal parasites in domestic cats (*Felis catus*) diagnosed by different coproparasitological techniques in the municipality of Seropédica, Rio de Janeiro. *Revista brasileira de parasitologia veterinaria = Brazilian journal of veterinary parasitology : Orgao Oficial do Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria*. 2023. 32. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023049>.
  23. Meza Mansilla SC. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos domésticos (*Felis catus*) en el distrito de Jesús María - Lima. [Tesis de Grado]. Lima: Universidad Peruana Cayetano Heredia. 2022. 39 p.
  24. Dueñas Peralta RA. Prevalencia de infección por *Toxocara cati* y *Giardia duodenalis* en gato doméstico. [Tesis de Grado]. Lima: Universidad Alas Peruanas. 2018. 70 p.

25. Vilca de Díaz F, Melo Anccasi M. Enteroparásitos en perros (*Canis familiaris*) y gatos (*Felis catus*) de la provincia de Puno. *Revista de Investigaciones Altoandinas - Journal of High Andean Research*. 2013. 15.  
<https://doi.org/10.18271/RIA.2013.21>.
26. Fahrion AS, Schnyder M, Wichert B, Deplazes P. *Toxocara* eggs shed by dogs and cats and their molecular and morphometric species-specific identification: Is the finding of *T. cati* eggs shed by dogs of epidemiological relevance? *Veterinary Parasitology*. 2011. 177:186-9.  
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.11.028>.
27. Uga S, Matsuo J, Kimura D, Rai SK, Koshino Y, Igarashi K. Differentiation of *Toxocara canis* and *T. cati* eggs by light and scanning electron microscopy. *Veterinary Parasitology*. 2000. 92:287-94. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(00\)00323-X](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(00)00323-X).
28. Quiroz Romero H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 1st ed. México D.F.: Limusa. 2005.
29. Shapiro Leland, Mandel Patricia, Shapiro Leland. Pathology & parasitology for veterinary technicians. Delmar Cengage Learning. 2010. 302 p.
30. Hotez PJ, Wilkins PP. Toxocariasis: America's Most Common Neglected Infection of Poverty and a Helminthiasis of Global Importance? *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 2009. 3:e400.  
<https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PNTD.0000400>.
31. Oryan A, Sadjjadi SM, Azizi S. Longevity of *Toxocara cati* Larvae and Pathology in Tissues of Experimentally Infected Chickens. *The Korean Journal of Parasitology*. 2010. 48:79-80. <https://doi.org/10.3347/KJP.2010.48.1.79>.
32. Hotez PJ. Neglected Infections of Poverty in the United States of America. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 2008. 2:e256.  
<https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PNTD.0000256>.
33. Hotez PJ. Visceral and ocular *larva migrans*. *Seminars in Neurology*. 1993. 13:175-9. <https://doi.org/10.1055/S-2008-1041123/BIB>.

34. Marx C, Lin J, Masruha MR, Rodrigues MG, Da Rocha AJ, Vilanova LCP, Gabbai AA. Toxocariasis of the CNS simulating acute disseminated encephalomyelitis. *Neurology*. 2007. 69:806-7.  
<https://doi.org/10.1212/01.WNL.0000267664.53595.75>.
35. Stewart JM, Cubillan LDP, Cunningham ET. Prevalence, clinical features, and causes of vision loss among patients with ocular toxocariasis. *Retina (Philadelphia, Pa.)*. 2005. 25:1005-13. <https://doi.org/10.1097/00006982-200512000-00009>.
36. Taylor MRH. Ocular toxocariasis. *Toxocara: The Enigmatic Parasite*. 2006:127-44.
37. Bowman DD, Montgomery SP, Zajac AM, Eberhard ML, Kazacos KR. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous *larva migrans*. *Trends in Parasitology*. 2010. 26:162-7. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2010.01.005>.
38. Zajac AM, Conboy GA. A Text Book of Veterinary Clinical Parasitology 2012.
39. Zajac AM, Conboy GA, Little SE, Reichard M v. Veterinary clinical parasitology. 9th ed. Hoboken: John Wiley & Sons. 2021. 429 p.
40. Deplazes P, Eichenberger RM, Grimm F. Wildlife-transmitted *Taenia* and *Versteria* cysticercosis and coenurosis in humans and other primates. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 2019. 9:342-58.  
<https://doi.org/10.1016/J.IJPPAW.2019.03.013>.
41. Buitrago-Garcia D, Salanti G, Low N. Studies of prevalence: how a basic epidemiology concept has gained recognition in the COVID-19 pandemic. *BMJ Open*. 2022. 12:e061497.  
<https://doi.org/10.1136/BMJOPEN-2022-061497>.
42. Hotez PJ, Brindley PJ, Bethony JM, King CH, Pearce EJ, Jacobson J. Helminth infections: the great neglected tropical diseases. *The Journal of Clinical Investigation*. 2008. 118:1311-21. <https://doi.org/10.1172/JCI34261>.
43. Mohebbali M, Zarei Z, Khanaliha K, Kia EB, Motavalli-Haghi A, Davoodi J, Tarighi F, Khodabakhsh M, Rezaeian M. Intestinal Protozoa in Domestic Cats (Carnivora: Felidae, *Felis catus*) in Northwestern Iran: A Cross-Sectional Study

- with Prevalent of Microsporidian and Coccidian Parasites. *Iranian Journal of Parasitology*. 2019. 14:136. <https://doi.org/10.18502/ijpa.v14i1.728>.
44. Cringoli G. [Coprological diagnosis: what's new?]. *Parassitologia*. 2004. 46:137-9.
  45. Ballweber LR, Beugnet F, Marchiondo AA, Payne PA. American Association of Veterinary Parasitologists' review of veterinary fecal flotation methods and factors influencing their accuracy and use—Is there really one best technique? *Veterinary Parasitology*. 2014. 204:73-80. <https://doi.org/10.1016/J.VETPAR.2014.05.009>.
  46. Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW. *Parasitología Veterinaria*. 2da ed. Zaragoza: Acribia. 2001. 355 p.
  47. Zajac AM, Conboy GA, Little SE, Reichard M V. *Veterinary clinical parasitology*. 9th ed. Hoboken: John Wiley & Sons. 2021. 429 p.
  48. Foreyt B. *Veterinary Parasitology : Reference Manual*. Iowa State University Press. 2001. 235 p.
  49. Thrusfield Michael. *Veterinary Epidemiology*. 4th ed. Oxford: Wiley Blackwell. 2018. 888 p.
  50. Little SE. The cat: Clinical medicine and management. *The Cat: Clinical Medicine and Management*. 2011:1-1398. <https://doi.org/10.1016/C2009-0-40456-2>.
  51. Chalkowski K, Wilson AE, Lepczyk CA, Zohdy S. Who let the cats out? A global meta-analysis on risk of parasitic infection in indoor versus outdoor domestic cats (*Felis catus*). *Biology Letters*. 2019. 15. <https://doi.org/10.1098/RSBL.2018.0840>.
  52. Iturbe Cossío TL, Montes Luna AD, Ruiz Mejia M, Flores Ortega A, Heredia Cárdenas R, Romero Núñez C. Risk factors associated with cat parasites in a feline medical center. *JFMS Open Reports*. 2021. 7:20551169211033184. <https://doi.org/10.1177/20551169211033183>.
  53. Kolapo TU, Bouchard É, Wu J, Bassil M, Revell S, Wagner B, Acker JP, Jenkins EJ. Copro-polymerase chain reaction has higher sensitivity compared

- to centrifugal fecal flotation in the diagnosis of taeniid cestodes, especially *Echinococcus* spp, in canids. *Veterinary Parasitology*. 2021. 292:109400. <https://doi.org/10.1016/J.VETPAR.2021.109400>.
54. Leutenegger CM, Lozoya CE, Tereski J, Andrews J, Mitchell KD, Meeks C, Willcox JL, Freeman G, Richmond HL, Savard C, Evason MD. Comparative study of a broad qPCR panel and centrifugal flotation for detection of gastrointestinal parasites in fecal samples from dogs and cats in the United States. *Parasites & Vectors*. 2023. 16:288. <https://doi.org/10.1186/S13071-023-05904-Z>.
55. da Silva YH, Campos DR, Lima GAC, Quintal JP, Guimarães BG, Do Rêgo GMM, de Avelar BR, Intrieri J de M, Correia TR, Scott FB. Prevalence of gastrointestinal parasites in domestic cats (*Felis catus*) diagnosed by different coproparasitological techniques in the municipality of Seropédica, Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária / Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. 2023. 32:e006223. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023049>.
56. Lee SH, Ock Y, Choi D, Kwak D. Gastrointestinal parasite infection in cats in Daegu, Republic of Korea, and efficacy of treatment using topical emodepside/praziquantel formulation. *Korean Journal of Parasitology*. 2019. 57:243-8. <https://doi.org/10.3347/KJP.2019.57.3.243>.
57. Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miró G, Otranto D, Renaud M, Rinaldi L. Parasites of domestic owned cats in Europe: Co-infestations and risk factors. *Parasites and Vectors*. 2014. 7:1-13. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-291/TABLES/3>.
58. Genchi M, Vismarra A, Zanet S, Morelli S, Galuppi R, Cringoli G, Lia R, Diaferia M, Frangipane di Regalbono A, Venegoni G, Solari Basano F, Varcasia A, Perrucci S, Musella V, Brianti E, Gazzonis A, Drigo M, Colombo L, et al. Prevalence and risk factors associated with cat parasites in Italy: a multicenter study. *Parasites and Vectors*. 2021. 14:1-11. <https://doi.org/10.1186/S13071-021-04981-2/TABLES/4>.

59. Ramos N de V, Silva MLE, Barreto MS, Barros LA, Mendes-De-almeida F. Endoparasites of household and shelter cats in the city of Rio de Janeiro, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2020. 29:e012819. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019110>.
60. Ridwan Y, Sudarnika E, Dewi TIT, Budiono NG. Gastrointestinal helminth parasites of pets: Retrospective study at the veterinary teaching hospital, IPB University, Bogor, Indonesia. *Veterinary World*. 2023. 16:1043. <https://doi.org/10.14202/VETWORLD.2023.1043-1051>.
61. Nijssen R, Ploeger HW, Wagenaar JA, Mughini-Gras L. Prevalence and risk factors for patent *Toxocara* infections in cats and cat owners' attitude towards deworming. *Parasitology research*. 2016. 115:4519-25. <https://doi.org/10.1007/S00436-016-5242-8>.
62. Schultz RD, Thiel B, Mukhtar E, Sharp P, Larson LJ. Age and Long-term Protective Immunity in Dogs and Cats. *Journal of Comparative Pathology*. 2010. 142. <https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2009.10.009>.
63. De Santis-Kerr AC, Raghavan M, Glickman NW, Caldanaro RJ, Moore GE, Lewis HB, Schantz PM, Glickman LT. Prevalence and risk factors for *Giardia* and coccidia species of pet cats in 2003–2004. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2016. 8:292. <https://doi.org/10.1016/J.JFMS.2006.02.005>.
64. Rostami A, Sepidarkish M, Ma G, Wang T, Ebrahimi M, Fakhri Y, Mirjalali H, Hofmann A, Macpherson CNL, Hotez PJ, Gasser RB. Global prevalence of *Toxocara* infection in cats. *Advances in Parasitology*. 2020. 109:615-39. <https://doi.org/10.1016/BS.APAR.2020.01.025>.
65. Tzannes S, Batchelor DJ, Graham PA, Pinchbeck GL, Wastling J, German AJ. Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2008. 10:1. <https://doi.org/10.1016/J.JFMS.2007.05.006>.
66. Adhikari RB, Dhakal MA, Ale PB, Regmi GR, Ghimire TR. Survey on the prevalence of intestinal parasites in domestic cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in central Nepal. *Veterinary Medicine and Science*. 2022. 9:559. <https://doi.org/10.1002/VMS3.999>.

67. Sauda F, Malandrucchio L, De Liberato C, Perrucci S. Gastrointestinal parasites in shelter cats of central Italy. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 2019. 18:100321. <https://doi.org/10.1016/J.VPRSR.2019.100321>.
68. Tyungu DL, McCormick D, Lau CL, Chang M, Murphy JR, Hotez PJ, Mejia R, Pollack H. *Toxocara* species environmental contamination of public spaces in New York City. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 2020. 14:e0008249. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PNTD.0008249>.
69. Coati N, Schnieder T, Epe C. Vertical transmission of *Toxocara cati* Schrank 1788 (Anisakidae) in the cat. *Parasitology research*. 2004. 92:142-6. <https://doi.org/10.1007/S00436-003-1019-Y>.
70. Holland C V. A walk on the wild side: A review of the epidemiology of *Toxocara canis* and *Toxocara cati* in wild hosts. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 2023. 22:216-28. <https://doi.org/10.1016/J.IJPPAW.2023.10.008>.
71. Rostami A, Sepidarkish M, Ma G, Wang T, Ebrahimi M, Fakhri Y, Mirjalali H, Hofmann A, Macpherson CNL, Hotez PJ, Gasser RB. Global prevalence of *Toxocara* infection in cats. *Advances in Parasitology*. 2020. 109:615-39. <https://doi.org/10.1016/BS.APAR.2020.01.025>.
72. Eberhard ML, Alfano E. Adult *Toxocara cati* infections in U.S. children: report of four cases. *The American journal of tropical medicine and hygiene*. 1998. 59:404-6. <https://doi.org/10.4269/AJTMH.1998.59.404>.
73. Zibaei M, Sadjjadi SM, Jahadi-Hosseini SH. *Toxocara cati* larvae in the eye of a child: a case report. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 2014. 4:S53. <https://doi.org/10.12980/APJTB.4.2014C1281>.
74. Fukae J, Kawanabe T, Akao N, Kado M, Tokoro M, Yokoyama K, Hattori N. Longitudinal myelitis caused by visceral *larva migrans* associated with *Toxocara cati* infection: Case report. *Clinical Neurology and Neurosurgery*. 2012. 114:1091-4. <https://doi.org/10.1016/j.clineuro.2012.02.026>.
75. Fillaux J, Magnaval JF. Laboratory diagnosis of human toxocariasis. *Veterinary Parasitology*. 2013. 193:327-36. <https://doi.org/10.1016/J.VETPAR.2012.12.028>.

76. Scorza A V., Tyrrell P, Wennogle S, Chandrashekar R, Lappin MR. Experimental infection of cats with *Cystoisospora felis*. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 2020. 35:269. <https://doi.org/10.1111/JVIM.16012>.
77. Antolová D, Valentová D, Strišková K, Kaňuk D. Prevalence of intestinal parasites in owned and shelter cats in Slovakia and felines from Slovak Zoos: A three-year survey with special focus on *Toxoplasma gondii*. *Current Research in Parasitology & Vector-borne Diseases*. 2025. 8:100294. <https://doi.org/10.1016/J.CRPVBD.2025.100294>.
78. Bonilla-Aldana JL, Espinosa-Nuñez AC, Bonilla-Aldana DK, Rodriguez-Morales AJ. *Toxocara cati* Infection in Cats (*Felis catus*): A Systematic Review and Meta-Analysis. *Animals : an Open Access Journal from MDPI*. 2024. 14:1022. <https://doi.org/10.3390/ANI14071022>.
79. Morelli S, Di Cesare A, Traversa D, Astuti C, Lallone I, Tsokana CN, Damiani D, Beall M, Buch J, do Amaral Grossi D, Peterson S, Grimaldi G, Damiani C, Paoletti B, Diakou A. Occurrence of *Cystoisospora* spp. and other intestinal parasites in dogs and cats with diarrhea. *Veterinary Parasitology*. 2025. 338. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2025.110546>.

## ANEXOS

### Anexo 1. Análisis estadístico

#### A. Prueba exacta de Fisher para la frecuencia de nematodos según sexo

	Valor	gl	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	,435 <sup>a</sup>	1	,510		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,081	1	,776		
Razón de verosimilitud	,461	1	,497		
Prueba exacta de Fisher				,715	,403
Asociación lineal por lineal	,430	1	,512		
N de casos válidos	100				

a. 1 casillas (25.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 2.88.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

#### B. Prueba exacta de Fisher para la frecuencia de coccidios según sexo

	Valor	gl	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	1,654 <sup>a</sup>	1	,198		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,863	1	,353		
Razón de verosimilitud	1,555	1	,212		
Prueba exacta de Fisher				,283	,175
Asociación lineal por lineal	1,638	1	,201		
N de casos válidos	100				

a. 1 casillas (25.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 3.20.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

### C. Prueba exacta de Fisher para la frecuencia de nematodos según edad

	Valor	gl	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	2,788 <sup>a</sup>	1	,095		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	1,669	1	,196		
Razón de verosimilitud	2,570	1	,109		
Prueba exacta de Fisher				,131	,101
Asociación lineal por lineal	2,760	1	,097		
N de casos válidos	100				

a. 1 casillas (25.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 2.79.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

### D. Prueba exacta de Fisher para la frecuencia de coccidios según edad

	Valor	gl	Significación asintótica (bilateral)	Significación exacta (bilateral)	Significación exacta (unilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	4,369 <sup>a</sup>	1	,037		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	2,992	1	,084		
Razón de verosimilitud	4,008	1	,045		
Prueba exacta de Fisher				,066	,046
Asociación lineal por lineal	4,325	1	,038		
N de casos válidos	100				

a. 1 casillas (25.0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 3.10.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

## Anexo 2. Registro fotográfico



**Fotografía 1. Verificación de la solución de flotación:** Medición de la gravedad específica de la solución de flotación (solución de Sheather) utilizando un densímetro para asegurar la densidad correcta.



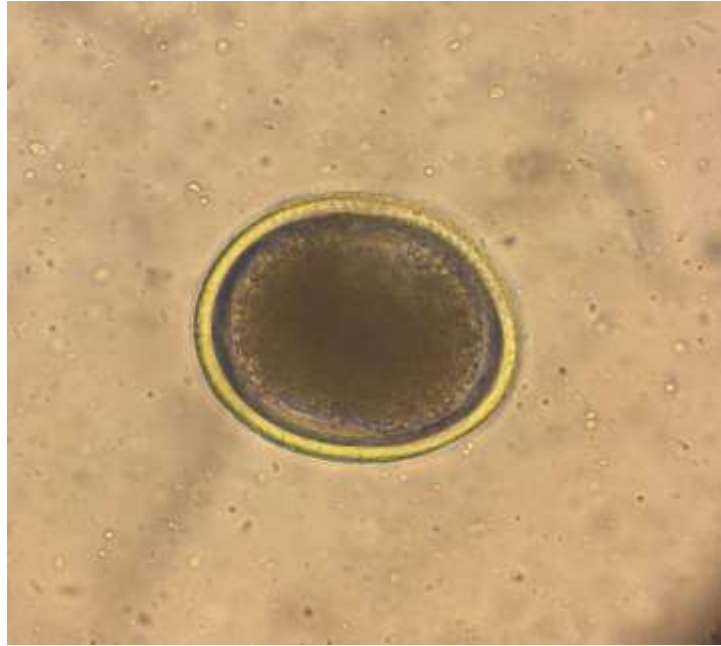
**Fotografía 2. Preparación de la muestra:** Filtración inicial de la suspensión de la muestra fecal a través de un colador.



**Fotografía 3. Centrifugación de la muestra:** Tubos de ensayo con la muestra procesada y la solución de Sheather cargados en la centrífuga.



**Fotografía 4. Formación de menisco y colocación del cubreobjetos:** Tras centrifugar, se completa el tubo con solución hasta formar un menisco y se coloca el cubreobjetos para que los parásitos se adhieran por flotación antes de transferirse al portaobjetos.



**Fotografía 5. Identificación de *Toxocara cati*:** huevo de *T. cati* recuperado mediante la técnica de flotación. Se distingue por su forma esférica y su gruesa pared externa alveolada.



**Fotografía 6. Identificación de *Cystoisospora felis*:** ooquiste esporulado de *C. felis*. Se observan claramente los dos esporoquistes característicos en su interior, lo que confirma la identificación.