

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA Y CARGA
PARASITARIA DE NEMATODOS
GASTROINTESTINALES Y PULMONARES EN FELINOS
DOMÉSTICOS QUE ASISTAN A LOS EVENTOS DE
CASTRACIÓN FELINA DE COMUNIDAD GATUNA ONG.**

EDELWEISS VERENICE SOTO FLORIAN

Médica Veterinaria

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2023

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA Y CARGA
PARASITARIA DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES Y
PULMONARES EN FELINOS DOMÉSTICOS QUE ASISTAN A
LOS EVENTOS DE CASTRACIÓN FELINA DE COMUNIDAD
GATUNA ONG.**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

EDELWEISS VERENICE SOTO FLORIAN

Al conferírsele el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2023

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA**

DECANO:	M.A. Rodolfo Chang Shum
SECRETARIO	M. Sc. Lucrecia Emperatriz Motta Rodríguez
VOCAL I:	M. Sc Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Miguel Angel Rodenas Argueta
VOCAL III:	M.V Edwin Rigoberto Herrera Villatoro
VOCAL IV:	Br. Cesar Francisco Mnzón Castellanos
VOCAL V:	P. Agr. Jorge Pablo Rosales Roca

ASESORES

M. SC. LUIS FELIPE CHOC MARTÍNEZ
M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA Y CARGA PARASITARIA DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES Y PULMONARES EN FELINOS DOMÉSTICOS QUE ASISTAN A LOS EVENTOS DE CASTRACIÓN FELINA DE COMUNIDAD GATUNA ONG.

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A:

- A Dios: Por permitirme culminar esta etapa de mi vida en la cual, siempre estuvo a mi lado, me guio y me ayudó.
- A mis padres: Por siempre creer en mí y apoyarme incondicionalmente. Por ser mi mejor ejemplo de fe, perseverancia, integridad, unión, fortaleza, resiliencia y amor verdadero.
- A mis hermanos: Por querer lo mejor para mí y apoyarme para poder lograrlo. Por siempre creer en mis capacidades.
- A mis abuelitos: Por llenarme de su amor y ternura, por animarme a superarme y estar orgullosos de mí. Al Cielito, por ser tan extraordinario, por enseñarme casi todo lo que sé y amarme de una forma muy especial.
- A mi familia: Por celebrar conmigo cada logro, por siempre estar y darme su amor y apoyo incondicional.
- A mis amigos: Por ser mi familia, por hacer mi vida más alegre, llena de risas y muchas aventuras. Por celebrar nuestros logros y también, hacer más agradables los malos momentos.

AGRADECIMIENTOS

- A Dios: Por siempre darme la sabiduría y fortaleza en todos los momentos de mi vida. Porque su gracia y su favor me acompañan donde quiera que vaya.
- A mis padres: Por siempre darme lo mejor de ellos para formar la mujer que soy, por ayudarme a superarme y enseñarme a no rendirme. Por ser mi mayor satisfacción.
- A mi familia: Por ser el apoyo para lograr mis metas, por creer en mí y exhortarme a la superación.
- A la FMVZ: Por brindarme la oportunidad de realizarme profesionalmente y permitirme conocer personas maravillosas que han marcado mi vida.
- A los maestros y catedráticos: Que con sus conocimientos, me formaron profesionalmente.
- Al departamento de parasitología: Por inspirarme y despertarme el amor por los parásitos.
- Al departamento de Salud Pública: Por abrirme sus puertas, por su cariño, amistad y apoyo.
- Al Choc: Por el tiempo y la paciencia en la realización de este estudio, por ser un buen compañero y amigo.
- Al Dr Méndez: Por su asesoría y ayuda a mejorar este estudio.
- Al Dr Rodríguez: Por su aporte a este estudio, por el 50 de 50 y por ser un jefecito a todo dar.
- Al Dr Llerena: Por abrirme las puertas de la clínica y ayudarme a crecer profesionalmente, por ser más que un jefe, un amigo; por sus consejos y apoyo incondicional.
- A Ricardo Sosa y Kevin Morales: Por su apoyo espiritual y por sus constantes oraciones.
- A Comunidad Gatuna: Por permitirme realizar el muestreo, por ende, este estudio.
- A: Las personas que he ido conociendo en el camino, que han creído en mí, que han contribuido en mi crecimiento personal y profesional; por abrirme sus puertas, por sus consejos, apoyo y buenos deseos.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS.....	2
III. OBJETIVOS.....	3
3.1 Objetivo general	3
3.2 Objetivos específicos	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Nematodos	4
4.1.1 <i>Toxocara cati</i>	5
4.1.2 <i>Toxascaris leonina</i>	6
4.1.3 <i>Physaloptera rara</i>	7
4.1.4 <i>Ancylostoma tubaeforme</i>	7
4.1.5 <i>Strongyloides</i>	8
4.1.5.1 <i>Strongyloides stercoralis</i>	8
4.1.5.2 <i>Strongyloides tumefaciens</i>	9
4.1.6 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	9
4.1.7 <i>Capillaria aerophila</i>	10
4.2 Flotación.....	11
4.2.1 Solución sobresaturada	11
4.3 Caromo	12

4.4	Tipificación de fases pre-parasitarias de nematodos	13
4.5	Tipificación de larvas.....	13
4.5.1	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	13
4.5.2	<i>Capillaria aerophila</i>	14
4.5.3	<i>Strongyloides</i>	14
V.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	16
5.1	Materiales.....	16
5.2	Metodología	17
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	19
VII.	CONCLUSIONES	27
VIII.	RECOMENDACIONES.....	28
IX.	RESUMEN.....	29
	SUMMARY	30
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	31
XI.	ANEXOS.....	34

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1:	12
Cuadro 2:	19
Cuadro 3:	20
Cuadro 4:	21
Cuadro 5:	22
Cuadro 6:	23
Cuadro 7:	24
Cuadro 8:	38

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.....	13
Figura 2.....	14
Figura 3.....	14
Figura 4.....	15
Figura 5.....	19
Figura 6.....	20
Figura 7.....	21
Figura 8.....	22
Figura 9.....	24
Figura 10.....	25
Figura 11.....	35
Figura 12.....	35
Figura 13.....	36
Figura 14.....	36
Figura 15.....	37

I. INTRODUCCIÓN

Los parásitos son organismos que se caracterizan por vivir durante una etapa de su vida adentro (endoparásitos) o sobre (ectoparásitos) otro organismo al que se le denomina huésped. Esta relación biológica se caracteriza por causar alteraciones fisiológicas al huésped, causándole daño a través de distintas enfermedades (Taylor et al. 2016).

En el caso de los endoparásitos, los helmintos son un grupo de organismos cuyos estados adultos y fases larvianas son capaces de provocar alteraciones fisiológicas y enfermedades a sus huéspedes a través de diferentes formas, por acción histofágica o hematofágica, captando los recursos nutricionales de su huésped, o por acción migratoria que origina daños mecánicos a diferentes órganos y tejidos en el tracto gastrointestinal, sangre, sistema linfático o tejido subcutáneo. A nivel gastrointestinal, los principales signos observados en estas enfermedades son vómitos y diarrea (Barriga, 2002).

Algunas especies de parásitos nematodos también son reconocidos por su potencial zoonótico es decir, son agentes que pueden ser transmitidos entre animales y seres humanos de forma directa o indirecta. En los animales de compañía como los gatos, la exposición al agente parasitario se da por el contacto directo del ser humano con sus mascotas o con las excretas de éstas (OMS, 2020).

Esta interacción ha cobrado gran importancia en los últimos años por el auge en la tenencia de gatos como mascotas. Estos animales por su naturaleza requieren de cuidados especiales para su salud, que no siempre son brindados eficientemente por sus propietarios, surgiendo la necesidad de desarrollar estudios sobre la presencia de enfermedades parasitarias originadas por nematodos, que podrían incluso afectar a sus dueños en caso de que algunas de estas especies sean zoonóticas (López et al. 2006).

II. HIPÓTESIS

- Existe presencia de nematodos gastrointestinales y pulmonares en felinos domésticos.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

- Contribuir al estudio de las parasitosis en felinos domésticos.

3.2 Objetivos específicos

- Determinar la presencia de nematodos gastrointestinales y pulmonares en felinos domésticos.
- Establecer la prevalencia de los nematodos gastrointestinales y pulmonares en felinos domésticos.
- Determinar la carga parasitaria de las diferentes especies de nematodos presentes en los felinos domésticos.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Nematodos

Los nematodos tienen un cuerpo cilíndrico, no segmentado con un tracto intestinal y una cavidad general. Son de forma redonda en sección transversa y están cubiertos por una cutícula más o menos resistentes a la digestión intestinal. Generalmente tienen un carácter crónico y la mayoría interfieren con un buen crecimiento. Se localizan en la mayoría de los órganos; sin embargo, es el tracto digestivo en donde se encuentran la mayoría de las especies. Algunos de ellos tienen un papel importante al ser zoonóticos (Taylor et al. 2016).

Los huevos son de forma más o menos redondeada u oval, en algunos, los márgenes laterales están aplanados en diferente medida y a veces, son asimétricos. Su tamaño varía según especie y dentro de las mismas especies, pero en general, oscilan entre 50-130 μm . Los ascáridos y tricúridos tienen una cubierta muy gruesa mientras que la cubierta de los estrogilidos y ancilostómidos es delgada (Cordero et al. 2001).

Durante su desarrollo, los nematodos pasan por cuatro fases larvianas (L1 - L4), antes de alcanzar el estado adulto. La transformación de unas fases en otras, se produce mediante mudas donde la cutícula de cada fase se desprende y es sustituida por una nueva y más grande. Los vermes también crecen, pero es más marcado después de la última muda cuando se produce la maduración de los vermes adultos (Cordero et al. 2001).

El desarrollo de los ciclos biológicos de los nematodos puede requerir la presencia de un solo hospedador (ciclo directo o monoxenos), o de dos hospedadores (ciclos indirectos o heteroxenos), de los cuales uno es el hospedador definitivo y otro intermediario (Cordero et al. 2001).

Los nematodos de interés en este estudio se describen a continuación:

4.1.1 *Toxocara cati*

Pertenece a la familia Ascaridae. Esta familia se caracteriza por disturbios entéricos provocados por el estado adulto y por alteraciones viscerales en hígado y pulmón. Se encuentra en el intestino delgado de gatos y otros félidos silvestres. Posee tres labios y alas cervicales anchas y estriadas (Quiroz, 1990, Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Algunos animales actúan como huéspedes transportadores cuando ingieren huevos con L2, estos incluyen lombrices, cucarachas, pollos, perros, cerdos, ratones y el hombre en donde la L2 emigra a diferentes tejidos y se encapsula (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

La transmisión se realiza por la tierra, y la infección es por vía oral mediante depredación e ingestión de huevos por leche (transmamaria) o de tejidos de huéspedes infectados donde los ratones tienen el papel más importante. El gato no padece infección prenatal (Quiroz, 1990, Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Al ingerir huevos con la L2, esta eclosiona en el estómago, algunas veces permanece en la pared, otras en el hígado, pulmón y tráquea y regresan al estómago (migración entero-neumo-traqueo-enteral). Algunas larvas se introducen en la mucosa gástrica, otras se encuentran en el lumen intestinal, otras larvas a nivel pulmonar regresan al corazón y son lanzadas a la circulación general quedando como larvas erráticas en diferentes tejidos causando invasión visceral (migración entero-neumo-somática). La mayoría de las larvas que se encuentran en la pared del estómago corresponden a la L3 y las que están libres en el lumen intestinal corresponden a la L4 (Quiroz, 1990, Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Los huevos son esferoides y miden 65 a 75 micras. El periodo prepatente a partir de la ingestión de huevos es de aproximadamente 8 semanas (Taylor et al. 2016).

Los animales sufren retrasos en el desarrollo, distensión abdominal, deshidratación, piel deslucida y áspera; normalmente hay emaciación, anemia, inquietud y diarrea mucoide o constipación. Puede producirse la muerte por obstrucción intestinal aguda (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

4.1.2 *Toxascaris leonina*

Pertenece a la familia Ascaridae. Se encuentra en el intestino delgado de perros y gatos. Posee tres labios y las alas cervicales son estrechas anteriormente y anchas posteriormente, dando el aspecto de punta de flecha (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Los huevos son subesféricos con una envoltura ligeramente punteada, miden de 65 a 75 micras de diámetro. Estos salen con las heces, después de un periodo de incubación exógena, se desarrolla la L2 dentro del huevo. La infección es por vía oral. La larva eclosiona y migra por la pared intestinal y su contenido, realiza sus mudas y llega al estado adulto. El periodo prepatente en gatos es de 74 días, aunque los parásitos adultos pueden encontrarse ya a los 28 días después de la infección (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Los perros, gatos, zorros y cánidos y félidos silvestres son hospederos de *T. leonina* (Taylor et al. 2016).

La migración en perros y gatos es perito-digestiva (Quiroz, 1990).

Los signos clínicos que se pueden observar son retraso en el desarrollo, abdomen distendido y diarrea (Taylor et al. 2016).

Para el tratamiento de los ascáridos se puede usar pamoato de pirantel vía oral a dosis de 20 mg/kg, fenbendazol oral 50 mg/kg una vez al día durante 3-5 días, milbemicina oxima oral 2 mg/kg, moxidectina tópica 1mg/kg, selamectina tópica 6 mg/kg y eprinomectina tópica 0.5 mg/kg (TroCCAP, 2019).

4.1.3 *Physaloptera rara*

Pertenece a la familia Physalopteridae. Se localiza en el estómago y parte anterior del duodeno de gatos y perros. La transmisión se da por la depredación de hospederos paraténicos como ratones, ranas, serpientes y lagartos; u hospederos intermediarios como escarabajos, cucarachas y los grillos (Taylor et al. 2016, TroCCAP, 2019).

Los huevos tienen una cubierta delgada y elíptica, miden entre 42-53 por 29-35 μm (Taylor et al. 2016).

El periodo prepatente es alrededor de 8-10 semanas (Taylor et al. 2016).

Las larvas adultas se adhieren a la mucosa gástrica causando úlceras que pueden sangrar. Se puede observar una gastritis catarral, vómitos y hematoquecia. En infecciones graves, puede haber vómitos, anorexia, las heces pueden tener un color oscuro y pérdida de peso (Taylor et al. 2016).

Para el tratamiento se puede dar pamoato de pirantel 20 mg/kg vía oral cada 2-3 semanas, ivermectina 0.2 mg/kg vía subcutánea u oral en dos dosis con dos semanas de diferencia (TroCCAP, 2019).

4.1.4 *Ancylostoma tubaeforme*

Pertenece a la familia Ancylostomidae. Posee tres pares de dientes ventrales que son grandes, además tiene otro esofágico que es corto. La bolsa copulatriz es pequeña. Se encuentra en el intestino delgado de gatos (Quiroz, 1990).

La transmisión se realiza por el suelo y la infección es por vía mucocutánea u oral (Quiroz, 1990).

Los huevos miden de 55-75 por 34.4-44.7 μm , posee 8 blastómeros (Soulsby, 1982). El periodo prepatente es de 3 semanas (Taylor et al. 2016).

Se considera de baja patogenicidad, aunque las infecciones graves pueden causar poco pelaje, anemia y crecimiento reducido (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Para el tratamiento se puede usar pamoato de pirantel vía oral a dosis de 20 mg/kg, fenbendazol oral 50 mg/kg una vez al día durante 3-5 días, ivermectina oral 0.024 mg/kg, milbemicina oxima oral 2 mg/kg, moxidectina tópica 1mg/kg, selamectina tópica 6 mg/kg y eprinomectina tópica 0.5 mg/kg (TroCCAP, 2019).

4.1.5 *Strongyloides*

Los miembros de estos géneros son parásitos comunes del intestino delgado de animales muy jóvenes los cuales se pueden infectar inmediatamente después del nacimiento por la movilización de las larvas detenidas en los tejidos de la pared abdominal ventral de la madre que posteriormente, son excretadas en la leche. También se ha demostrado la transmisión prenatal (Taylor et al. 2016).

Son de baja patogenicidad, pero en ocasiones, pueden causar enteritis graves (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Para el tratamiento se puede administrar mebendazol en dosis de 12 a 20 mg/kg vía oral, fenbendazol en dosis de 10 mg/kg vía oral y febantel en dosis de 5 a 7.5 mg/kg vía oral (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Las especies de interés dentro de este estudio serán las siguientes:

4.1.5.1 *Strongyloides stercoralis*

Pertenece a la familia Strongylidae. Se ubica en el intestino delgado de gatos, perros, zorros, humanos y monos (Taylor et al. 2016).

Los huevos están embrionados cuando son puestos y miden 55 a 60 por 28 a 32 micras (Quiroz, 1990, Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

La transmisión se da vía oro-fecal o cutánea (Quiroz, 1990, Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Se puede observar diarrea con sangre, deshidratación y ocasionalmente la muerte. Otros signos clínicos son dermatitis, urticaria, anorexia, depresión, debilidad, vómitos y emaciación (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

4.1.5.2 *Strongyloides tumefaciens*

Pertenece a la familia Strongylidae. Se ha encontrado en tumores edematosos del intestino grueso de gatos (Quiroz, 1990, Taylor et al. 2016).

Los huevos están embrionados y miden de 114 a 124 por 62 a 68 micras (Quiroz, 1990).

4.1.6 *Aelurostrongylus abstrusus*

Pertenece a la familia Metastrongylinae subfamilia Filaroinae. Se localiza en los pulmones del gato. Tiene un ciclo indirecto donde las babosas y los caracoles son los hospederos intermediarios (Taylor et al. 2016).

Los huevos miden 80 por 70 μm (Soulsby, 1982).

La L1 se excreta en las heces, penetra el pie del molusco y se desarrolla la L3 infecciosa. En esta fase, huéspedes paraténicos como aves y roedores pueden ingerir el molusco. La infección en los gatos se da cuando estos ingieren los huéspedes paraténicos y en menor grado, cuando ingiere los hospederos intermediarios. La L3 es liberada y viaja por el tracto a los pulmones por medio del torrente sanguíneo. Después la muda final los helmintos adultos viven en los bronquiolos respiratorios terminales y en los conductos alveolares. Los huevos se proyectan a los conductos alveolares y alvéolos adyacentes formando pequeños nódulos. Los huevos situados en la periferia de las lesiones se abren primero y las larvas escapan hacia los pasajes aéreos por lo que ascienden y se eliminan por las heces del hospedador (Taylor et al. 2016).

El periodo prepatente es entre 4 y 6 semanas, la duración de la permeabilidad es de 4 meses, aunque algunos gusanos pueden sobrevivir durante varios años en los pulmones a pesar de la ausencia de larvas en las heces (Taylor et al. 2016).

Los signos clínicos consisten en una tos crónica con agotamiento gradual, alteraciones respiratorias prolongadas con tos, estornudos y descargas nasales, disnea y polipnea con aumento de los ruidos pulmonares y estertores. En infecciones agudas, los animales pueden presentar tos, diarrea y emaciación que pueden ir seguidos de la muerte o la recuperación. En las infecciones muy intensas, la puesta simultánea de gran número de huevos en los pulmones puede ocasionar la muerte súbita (Taylor et al. 2016).

4.1.7 *Capillaria aerophila*

Pertenece a la familia Trichuridae subfamilia Capillarinae. Pueden afectar a zorros, mustélidos, ocasionalmente a perros, coyotes, gatos y el humano (Taylor et al. 2016).

Las etapas adultas viven total o parcialmente incrustados debajo de la mucosa de los bronquios y la tráquea, después del apareamiento, las hembras producen huevos que se transfieren a través de la mucosidad de las vías respiratorias hasta la faringe, se tragan y pasan por las heces de los animales infectados al medio ambiente donde maduran desarrollando una larva infectante en 5 a 7 semanas. Cuando un huésped apropiado como el perro o el zorro ingiere los huevos, las larvas se liberan en el intestino y migran por la circulación a los pulmones en unos 7 a 10 días. Alrededor de 40 días después de la infección llegan a la madurez e inician la oviposición. Los huevos miden 59 a 80 por 30 a 40 μm (Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Las infecciones leves suelen ser asintomáticas, los signos clínicos de una infección moderada a grave pueden ser rinotraqueítis y/o bronquitis, secreción nasal, expectoración mucoide o a veces sanguinolenta, fiebre, disnea, eosinofilia moderada, tos sibilante y/o estornudos. En la biopsia se encuentran lesiones

granulomas con reacción celular de cuerpo extraño (Organización Panamericana de la Salud, 2003, Taylor et al. 2016).

Para el tratamiento de los parásitos pulmonares, puede ser por vía oral fenbendazol, milbemicina oxima 4 mg/kg, prazicuantel 10 mg/kg. También existen tratamientos vía cutánea con pipetas como:

- Imidacloprid 10%/moxidectina 1%
- Emodepsida 2.1%/prazicuantel 8.6%
- Fipronil 8.3%/(S)-methoprene/10%/eprinomectina 0.4%/prazicuantel 8.6%
- Selamectina
- Abamectina.

En caso de signos clínicos graves debe administrarse antibióticos y corticosteroides, en casos más graves puede ser necesario cuidados intensivos como oxigenoterapia y toracocentesis (ABCD, 2016).

Para el diagnóstico de estos nematodos, se realizarán los siguientes métodos:

4.2 Flotación

El método de flotación se basa en el hecho de que la mayoría de los huevos de helmintos flotan en soluciones más densas que el agua y las partículas de heces se sedimentan (Alcalá et al. 2019). Para ello, se debe preparar la siguiente solución:

4.2.1 Solución sobresaturada

Para preparar la solución sobresaturada, se debe diluir 1,280 gramos de azúcar en un litro de agua, se mezcla bien y se calienta evitando que hierva, retirando de la fuente de calor cuando comience a desprender vapores. Se deja

enfriar al medio ambiente y se agregan 10 ml de formol al 10% para evitar la formación de hongos y microorganismos (Rodríguez & Figueroa, 2007).

La técnica consiste en colocar en un mortero, aproximadamente 2 gramos de heces y 15 ml de la solución sobresaturada, se homogeniza con el pistilo hasta lograr una suspensión adecuada. Luego se tamiza a través de un colador corriente colocando el filtrado en un beaker pequeño de 50 ml de capacidad. Después se deposita el filtrado en un frasco con capacidad de 10 ml tratando de que se forme un menisco convexo. Se coloca un cubreobjetos y se deja reposar durante 15 minutos. Seguidamente se transfiere el cubreobjetos a una lámina portaobjetos y se enfoca el campo del microscopio con objetivo de 100x (Rodríguez & Figueroa, 2007).

El método de flotación es cuali y cuantitativo ya que identifica las especies parasitarias y determina el grado de infección. Para esta determinación, se toma el campo donde se observe mayor número de huevos de parásitos y la lectura se hace de la siguiente manera:

Cuadro 1:

Número de huevos por campo	Interpretación	Grado de infección
01 - 05	+	Leve
06 - 10	++	Moderada
11 - 15	+++	Grave
16 o más	++++	Potencialmente letal

(Rodríguez & Figueroa, 2007).

4.3 Caromo

Este método se utiliza para la observación directa de larvas de nematodos pulmonares las cuales se identifican según su morfología y movimiento.

La técnica consiste en recolectar las heces y transportarlas al laboratorio dentro de las siguientes 4 horas. Se deposita aproximadamente 10 gramos de heces en una gasa doblada tres o cuatro veces formando una bolsa, la cual se amarra con un cáñamo y se pega con una cinta adhesiva por la parte de afuera de un vaso de plástico. Se agrega agua a más o menos 37°C, hasta que las heces se cubran en unas $\frac{3}{4}$ partes. Luego se deja reposar durante 12 horas o más, para que las larvas migren hacia el fondo del vaso. Se centrifuga más o menos 15 ml del sedimento a 1,500 rpm durante 3 minutos y se elimina el sobrenadante. Con una pipeta se obtiene el sedimento y se coloca en una lámina portaobjetos, la cual se observa al microscopio con aumento de 100x (Rodríguez & Figueroa, 2007).

4.4 Tipificación de fases pre-parasitarias de nematodos



Fuente: elaboración propia.

Figura 1: fases pre-parasitarias de nematodos de interés en este estudio. **A.** *Toxocara* sp., **B.** *Toxascaris leonina* **C.** *Physaloptera rara*, **D.** *Ancylostoma* sp., **E.** *Strongyloides* sp.

4.5 Tipificación de larvas

4.5.1 *Aelurostrongylus abstrusus*

Los machos miden 4-8 mm hembras miden 9-10 mm. Poseen una bolsa corta sin lóbulos diferenciados. Las fases infectivas o estadios L3 se caracteriza porque en el extremo caudal posee una especie de muesca y una proyección ondulada en forma de coma. Son bastante gruesas y cortas (Quiroz, 1990, Oyarzún, 2013).

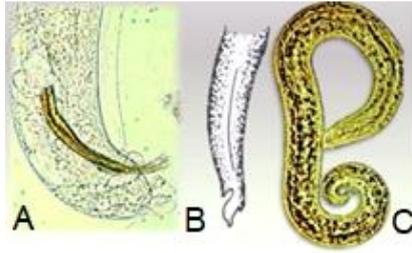


Figura 2: **A.** Bolsa copulatriz y espícula. **B.** Muesca y proyección ondulada. **C.** Fase L3.

4.5.2 *Capillaria aerophila*

El macho mide 24.5 mm y la hembra mide 32 mm. Los adultos son filiformes con menos de 1 mm de espesor. Tiene una espícula muy fina y una vaina de espícula armada con muchas espinas. El extremo anterior tiene una forma de botón. El extremo caudal de los machos posee una pequeña pseudobursa con dos protuberancias al lado de la apertura de la cloaca (Soulsby, 1982).

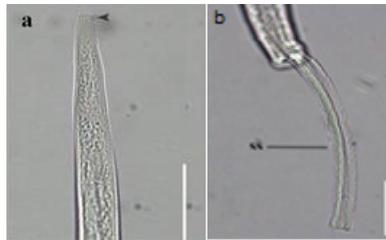


Figura 3: (a) extremo anterior en forma de botón, (b) parte posterior.

4.5.3 *Strongyloides*

La larva es rhabditiforme (L1), miden 180-380 μm de largo por 140-20 μm de ancho. Poseen un extremo anterior como provisto de una cápsula oral corta, un esófago dividido en tres porciones. Ligeramente posterior a la mitad del cuerpo se puede apreciar un primordio genital prominente en forma de medialuna o de “platillo volador”; en el extremo posterior termina en forma filiforme (González & Iglesias, 2017).



Figura 4: A. Larva de *Strongyloides stercoralis*.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos humanos

- Estudiante investigadora
- Dos asesores
- Tutores

5.1.2 Recursos biológicos

- 100 gatos domésticos

5.1.3 Recursos de campo

- Vasos de plástico
- Cáñamo
- Gasa
- Masking tape
- Tubos para centrifugadora
- Centrífuga
- Estufa
- Olla
- 1,280 gramos de azúcar
- 1 litro de agua
- Formol
- Morteros y pistilos
- Coladores
- Beakers
- Frascos recolectores para heces
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Microscopio

- Bolsas de plástico
- Hielera
- Hielo en gel
- Lugol

5.1.4 Recursos de oficina

- Computadora
- Hojas
- Libreta
- Lapiceros
- Marcadores

5.2 Metodología

5.2.1 Localización

Gatos que asistieron a eventos de castración felina de Comunidad Gatuna ONG.

5.2.2 Diseño del estudio

Descriptivo de corte transversal

5.2.3 Variables a medir

Presencia o ausencia de fases pre-parasitarias, larvas y grado de infección parasitaria en heces fecales.

5.2.4 Universo y muestra

Muestreo no probabilístico por conveniencia de 100 felinos domésticos que asistieron a los eventos de castración felina de Comunidad Gatuna ONG.

5.2.5 Recolección de muestras

Se colectaron muestras de heces de gatos domésticos que asistieron a los eventos de castración felina de Comunidad Gatuna ONG.

5.2.6 Diagnóstico de laboratorio

Para el desarrollo de este estudio, se utilizaron métodos de diagnóstico coproparasitológico, las cuales fueron: flotación para el diagnóstico de fases pre-parasitarias (huevos), y Caromo para el diagnóstico de fases larvarias.

5.2.7 Análisis de datos

Se realizó por medio de estadística descriptiva tomando en cuenta la presencia de fases pre-parasitarias, larvas y el grado de infección de las diferentes especies diagnosticadas. Los resultados se presentaron en cuadros y figuras, y se expresaron como proporciones.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

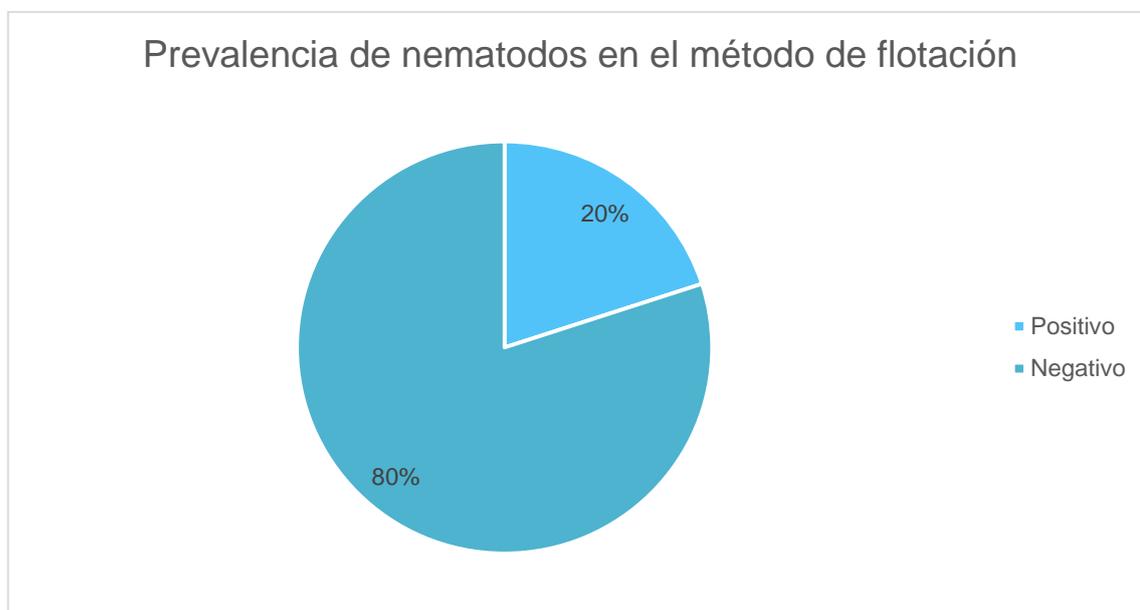
En el presente estudio no se diagnosticaron nematodos pulmonares por medio del método de Caromo, pero sí gastrointestinales con potencial zoonótico tanto con esta técnica como con el método de flotación. La prevalencia general de fases pre-parasitarias fue del 20% mientras que el 80% resultó negativo (Cuadro 2, figura 5).

Cuadro 2: Frecuencia y prevalencia de nematodos diagnosticados con el método de flotación

Resultados	Frecuencia	%
Positivos	20	20%
Negativos	80	80%

Fuente: elaboración propia

Figura 5.



Fuente: elaboración propia

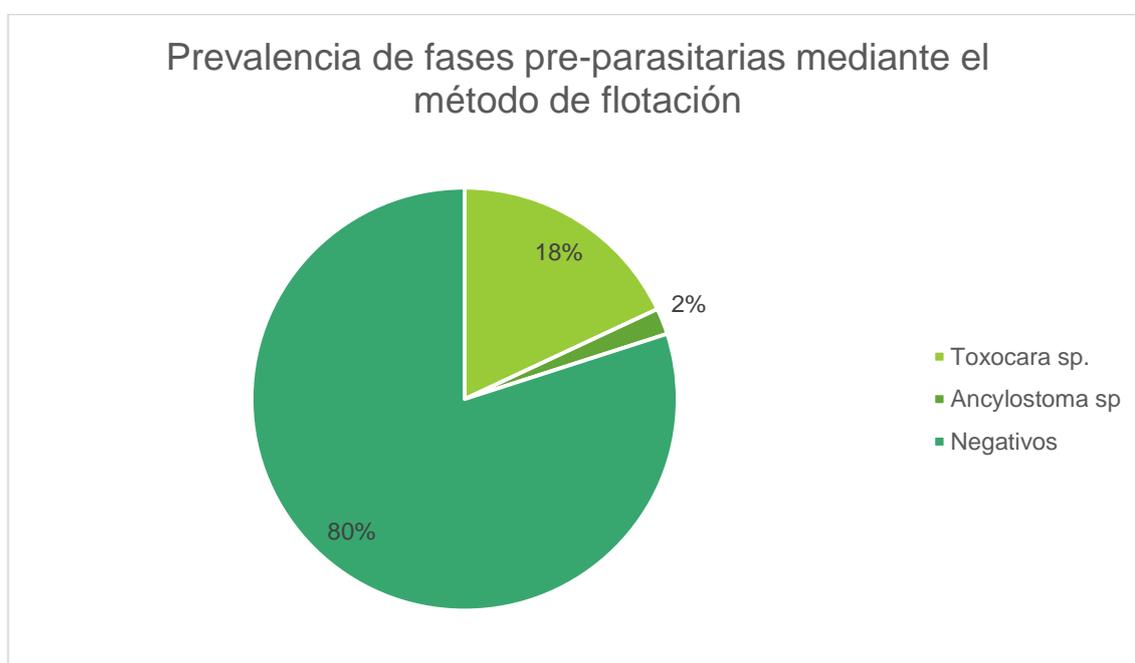
Ese 20% corresponde a las siguientes especies de nematodos, 18% *Toxocara* sp. y el 2% a *Ancylostoma* sp. (Cuadro 3, figura 6)

Cuadro 3: Frecuencia y prevalencia de fases pre-parasitarias diagnosticadas mediante el método de flotación.

Resultados	Frecuencia	%
<i>Toxocara</i> sp.	18	18%
<i>Ancylostoma</i> sp.	2	2%
Negativos	80	80%
Total	100	100%

Fuente: elaboración propia

Figura 6.



Fuente: elaboración propia

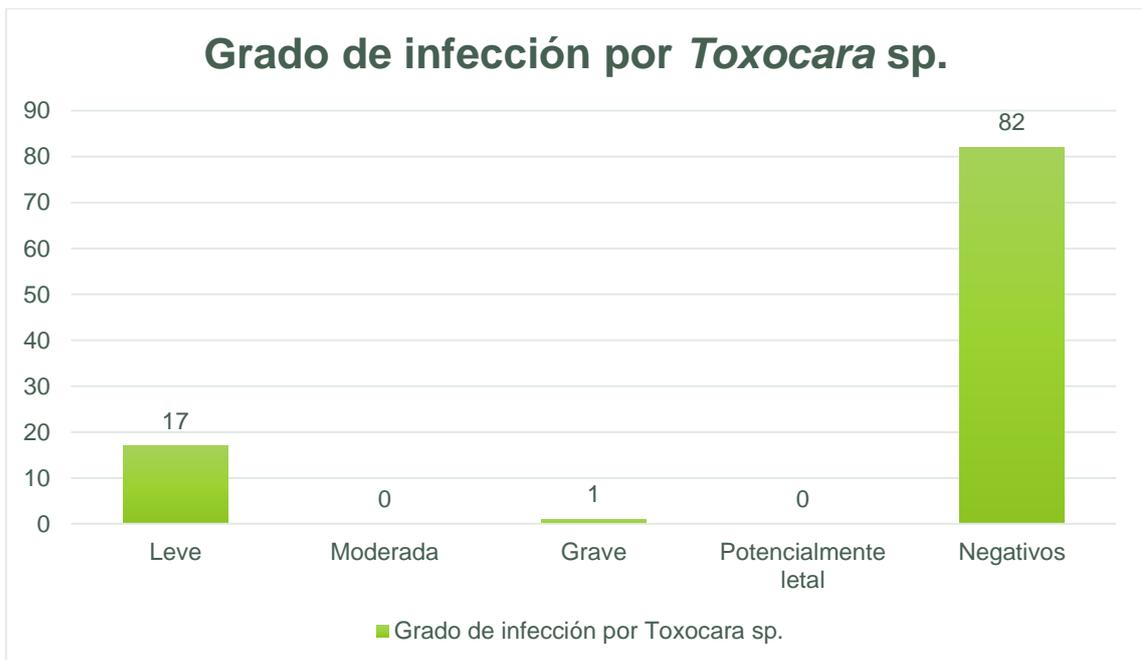
El 17% de los gatos infectados con *Toxocara* sp, presentó una carga parasitaria de 1 - 5 huevos por campo correspondiente a una infección leve (+), y un 1% presentó una carga parasitaria grave (+++), es decir 11 - 15 huevos por campo (Cuadro 4, figura 7).

Cuadro 4: Grado de infección por *Toxocara* sp.

Grado de infección	Cantidad de muestras positivas	%
Leve	17	17%
Moderada	0	0
Grave	1	1%
Potencialmente letal	0	0
Total	18	18%
Negativos		82%

Fuente: elaboración propia

Figura 7.



Fuente: elaboración propia

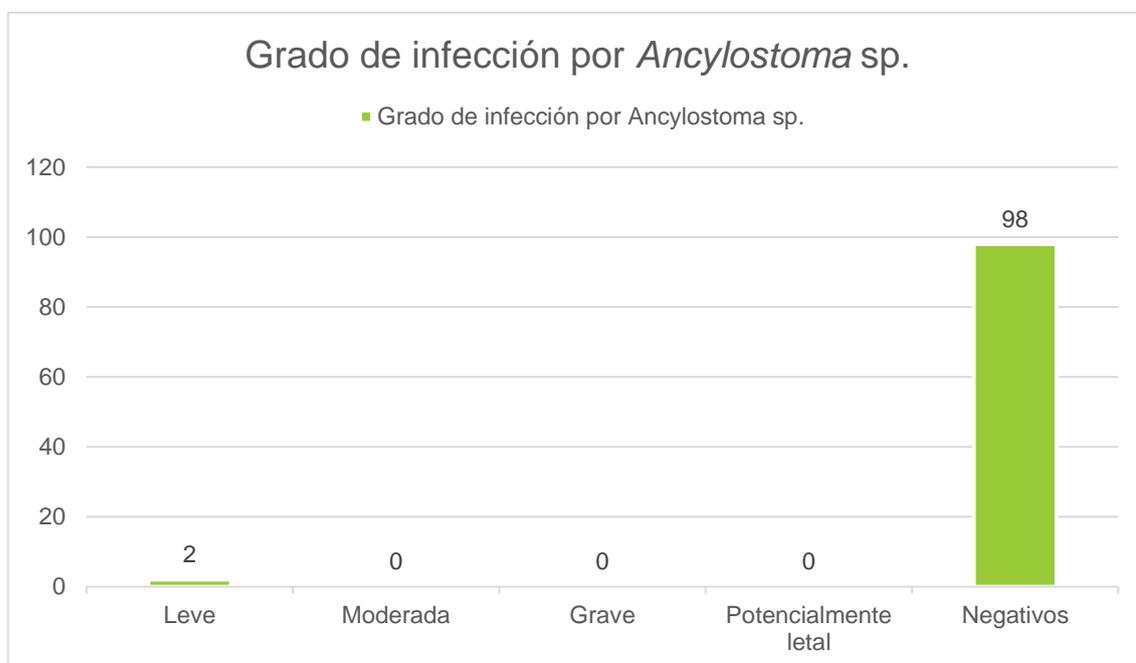
El 2% restante, presentó una infección leve (+) de 1 - 5 huevos por campo que fueron identificados como *Ancylostoma* sp. (Cuadro 5, figura 8).

Cuadro 5: Grado de infección por *Ancylostoma* sp.

Grado de infección	Cantidad de muestras positivas	%
Leve	2	2%
Moderada	0	0
Grave	0	0
Potencialmente letal	0	0
Negativos		98%

Fuente: elaboración propia

Figura 8.



En el caso de *Ancylostoma* sp. y *Toxocara* sp. la presencia de estas cargas parasitarias cobra importancia por sus efectos en salud pública, ya que los gatos domésticos pueden ser infectados tanto por *Ancylostoma caninum* como por *Ancylostoma tubaeforme* (Liu et al. 2013), representando ambas especies riesgo de infección no solo para otros gatos, sino también para los tutores de los animales infectados.

A pesar de que especies como *Ancylostoma caninum* y *Toxocara canis* son las más frecuentemente asociados a infecciones zoonóticas, tales como Larva migrans cutánea o Larva migrans visceral con complicaciones oculares en infantes, otras especies de helmintos que afectan a felinos, como *T. cati*, se han propuesto como sospechosos de provocar infecciones en seres humanos, como lo propone Overgaauw (1997), implicando situaciones asociadas al ciclo evolutivo de estos helmintos y la intervención del ser humano, al entrar en contacto en forma indirecta con huevos contenidos en excretas de gatos que contaminan alimentos, agua, suelos, areneros y otras superficies.

Los resultados observados en el presente estudio con respecto a *Ancylostoma* sp., contrastan con los reportados en otros estudios donde un 16% de felinos ferales del mercado La Presidenta zona 1 de Guatemala, se encontraron positivos a *Ancylostoma* sp. Cabe mencionar que, en ese estudio se analizaron únicamente 6 muestras de heces de felinos al azar, los cuales no habían sido desparasitados anteriormente (Reyes, 2014), por lo que, al tener este estudio una muestra mucho más representativa, se puede confirmar que existe un alto riesgo de infección por nematodos de este género en felinos domésticos.

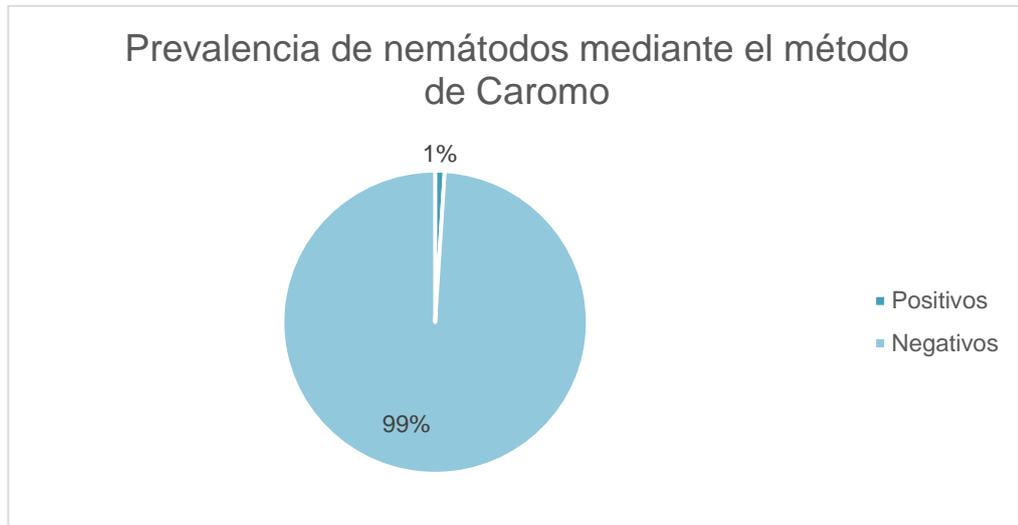
El método de Caromo permitió diagnosticar larvas en estadio rabadiforme en uno de los 100 gatos muestreados dando una prevalencia del 1% (Cuadro 6, figura 9)

Cuadro 6: Frecuencia y prevalencia de nematodos diagnosticados mediante el método de Caromo

Resultados	Frecuencia	%
Positivos	1	1%
Negativos	99	99%

Fuente: elaboración propia

Figura 9.



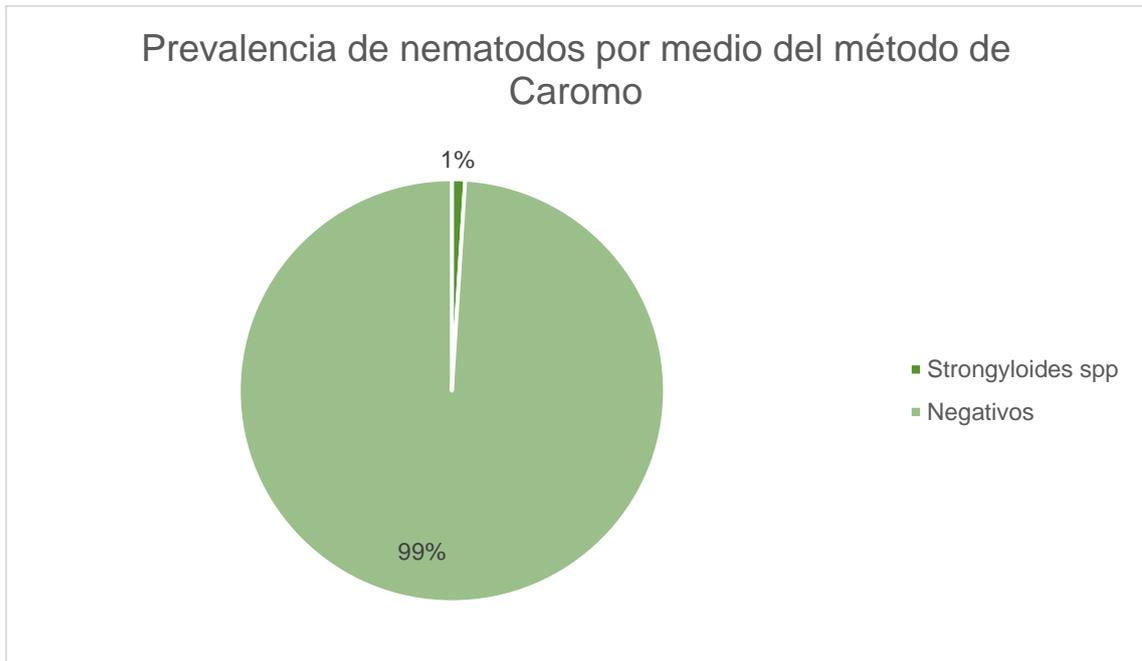
El diagnóstico orientó hacia la identificación de *Strongyloides* sp. debido a las características morfológicas que se pudieron apreciar como esófago rabbitiforme, primordio genital y el extremo posterior que terminaba en forma filiforme (Cuadro 7, figura 10).

Cuadro 7: Frecuencia y prevalencia de larvas de nematodos diagnosticados mediante el método de Caromo

Resultados	Frecuencia	%
<i>Strongyloides</i> sp.	1	1%
Negativos	99	99%
Total	100	100%

Fuente: elaboración propia

Figura 10.



Fuente: elaboración propia

El género *Strongyloides* es de importancia en salud pública por poseer características zoonóticas, principalmente *Strongyloides stercoralis*, que es una de las especies que pueden utilizar a felinos domésticos como huéspedes definitivos. Este nematodo también puede infectar a huéspedes humanos, permitiendo ciclos de autoinfección que llevan a una enfermedad crónica la cual, puede conllevar al fenómeno denominado hiperinfección masiva que, cobra importancia en huéspedes inmunocomprometidos por el riesgo de evolución hacia la muerte (Martínez-Vásquez, et. Al. 2003; Wulcan et al. 2019).

La baja prevalencia de helmintos diagnosticados en este estudio, posiblemente se debió a que los felinos muestreados habían recibido atención médica previa, y por lo menos una desparasitación. También es importante tomar en cuenta que los gatos adultos y sanos poseen un buen sistema inmunológico, por lo que son más resistentes a la presencia de parásitos (Taylor et al. 2016). Existen otras causas que pueden influir en la baja presencia de huevos en heces como el caso de una baja ovipostura o producción de larvas (Taylor et al. 2016).

En el caso de los parásitos pulmonares como *Aelurostrongylus abstrusus* y *Capillaria aerophila*, es difícil detectarlos debido a la variabilidad en la cantidad de huevos eliminados que puede ser intermitente o incluso, no eliminarlos en lo absoluto, debido a factores relacionados con el ciclo de vida como los patrones de migración, carga parasitaria o inmunidad del huésped, o por el contrario, es posible no detectar huevos a la rápida eclosión de larvas por lo que es posible no observar gran cantidad de huevos en heces requiriendo múltiples muestras de heces para lograr un diagnóstico efectivo (Tovar-Dorantes et al. 2020, Soulsby, 1982).

El género *Strongyloides* sp. se detectó únicamente con el método de Caromo, debido a que esta cuenta con una mayor sensibilidad para la detección de larvas comparada con el método de flotación. Se debe tomar en cuenta que, en ocasiones, el método de Caromo no permite detectar larvas en una sola muestra como lo indica TroCCAP et al. (2019) que menciona la importancia de hacer una muestra seriada para un mejor diagnóstico. Figueroa et al. (2002), indica que es necesario efectuar hasta cinco exámenes de heces seriados para demostrar la presencia de las larvas rabditiformes ya que la probabilidad diagnóstica con una sola muestra, es aproximadamente el 27% pasando muchos casos desapercibidos en individuos con baja carga parasitaria.

Figueroa et al. (2002), comparó 4 métodos diferentes para la detección de *Strongyloides stercoralis*, demostrando que el método de Caromo presenta un 67% de sensibilidad comparado con los otros métodos evaluados. Kaminsky et al. (1993), señaló que Caromo era 3.6 veces más eficiente para el diagnóstico de larvas y con la ventaja que los resultados se obtienen al cabo de 30 minutos, sin embargo, concluyó que el cultivo de heces en placas de agar permite la obtención de mejores resultados permitiendo observar todos los estadios larvarios del nematodo.

Dentro de otros hallazgos encontrados que no son relevantes para el estudio, se diagnosticaron protozoos y cestodos, un 4% resultó positivo a *Isospora felis* (+) y 9% positivos a *Dipylidium caninum*.

VII. CONCLUSIONES

- Se determinó la presencia de 2 fases pre parasitarias de nematodos gastrointestinales las cuales fueron *Toxocara* sp. y *Ancylostoma* sp., y una larva del género *Strongyloides* sp. Estas 3 especies son zoonóticas.
- La prevalencia de los nematodos diagnosticados fue de 18% para *Toxocara* sp., 2% para *Ancylostoma* sp y 1% para *Strongyloides* sp.
- *Toxocara* sp. presentó un grado de infección leve (+) en 17 muestras y, grave (+++) en una muestra analizada; mientras que *Ancylostoma* sp. presentó un grado de infección leve (+).

VIII. RECOMENDACIONES

- Instaurar planes profilácticos adecuados para el control de parásitos en felinos domésticos por la importancia que representa la presencia de nematodos zoonóticos para los tutores.
- Concientizar sobre el control de fuentes y focos de infección de parasitosis de gatos domésticos con el fin de disminuir las infecciones tanto en animales como en seres humanos.
- Realizar estudios seriados para poder determinar si los animales sospechosos de parasitosis, son realmente negativos.
- Realizar otros exámenes complementarios principalmente en los pacientes que se sospechen de padecer parasitosis, cuando el examen de heces no sea la opción más confiable, por ejemplo, radiografías, lavados gástricos o traqueobronquiales, pruebas serológicas, entre otros.

IX. RESUMEN

Este estudio determinó la presencia, prevalencia y carga parasitaria de diferentes géneros de nematodos gastrointestinales y pulmonares en felinos atendidos en los eventos de castración de Comunidad Gatuna ONG.

Se muestrearon 100 gatos, las muestras se transportaron al laboratorio en hielera conteniendo hielo en gel. Se analizaron el mismo día utilizando el método de flotación con solución sobresaturada de sacarosa, para la observación de fases pre-parasitarias (huevos), y al día siguiente, se llevó a cabo el método de Caromo para la observación de larvas.

El método de flotación permitió la observación de fases pre-parasitarias del género *Toxocara* sp, 17% de las muestras presentaron una infección leve de 1 a 5 huevos por campo (+), y 1% presentó una infección grave de 11 a 15 huevos por campo (+++).

También se observaron huevos de *Ancylostoma* sp en dos gatos muestreados, observándose una infección leve de 1 a 5 huevos por campo (+).

El método de Caromo demostró la infección por larvas de *Strongyloides* sp. en 1% de los felinos muestreados.

Este estudio demostró la presencia de nematodos gastrointestinales de importancia para la salud pública debido a que tienen características que los convierten en agentes zoonóticos.

SUMMARY

This study determined the presence, prevalence, and parasite burden of different genera of gastrointestinal and pulmonary nematodes in cats attended at the sterilization events of the Comunidad Gatuna ONG.

100 cats were sampled, and the samples were transported to the laboratory in a cooler with gel ice. They were analyzed on the same day using the flotation method with supersaturated sucrose solution for the observation of pre-parasitic stages (eggs), and the next day, Caromo method was performed for larval observation.

The flotation method allowed the observation of pre-parasitic stages of the *Toxocara* sp genus. 17% of the samples showed a mild infection of 1 to 5 eggs per field (+), and 1% had a severe infection of 11 to 15 eggs per field (+++).

Eggs of *Ancylostoma* sp. were also observed in two sampled cats, showing a mild infection of 1 to 5 eggs per field (+).

The Caromo method demonstrated the infection by larvae of *Strongyloides* sp. in 1% of the sampled felines.

This study demonstrated the presence of gastrointestinal nematodes that are of importance to public health, as they possess characteristics that make them zoonotic agents.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Barriga, O. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos*. Editorial Germinal.

Consejo Tropical para el Control de los Parásitos I en los Animales de Compañía TroCCAP (2019). *Directrices para el diagnóstico, tratamiento y control de endoparásitos felinos en los trópicos*. troccap.com/2017press/wp-content/uploads/2019/08/Felines_endo_guidelines_26Aug19.pdf

Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández S., Navarrete, I., Díez, P., Quiroz, H., y Carvalho, H. (1999). *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill.

Alcalá, Y., Cruz, I., Figueroa, J., Ibarra, F., Martínez, C., Pérez, A., Ramírez, A., Romero, E., Vera, Y., y Zapata, A. (2019). *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria*. https://papimes.fmvz.unam.mx/proyectos/manual_parasitologia/Manual_baja.pdf

European Advisor Board on Cat Diseases ABCD (2016). *Parásitos pulmonares en gatos*. https://www.abcdcatsvets.org/wp-content/uploads/2022/11/FACTSHEET_Feline_lungworm_December_2019_ES.pdf

Figueroa, L., Ramírez, E., y Merchán, E. (2002). Strongyloides stercoralis: Prevalencia y evaluación del diagnóstico utilizado cuatro métodos coproparasitológicos. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*. 22(2), 199-202. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-25562002000200019

González P., e Iglesias, S. (2017). Morfología de *Strongyloides stercoralis*. *Revista Cuerpo médico*. 10(3).



https://docs.bvsalud.org/biblioref/2020/03/1052993/rcm-v10-n3-2017_pag169-170.pdf

Kaminsky, R., (1993). *Evaluation of three methods for laboratory diagnosis of Strongyloides stercoralis infection. Parasitol. 76(3), 425-428.*

Liu, Y., Zheng, G., Alsarakibi, M., Zhang, X., Hu, W., Lu, P., Lin, L., Tan, L., Luo, Q. y Li, G. (2013). Molecular Identification of *Ancylostoma caninum* Isolated from Cats in Southern China Base don Complete ITS Sequence. *Revista BioMed Research International.*
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3794661/>

López, J., Abarca, K., Paredes, P., y Inzunza, E. (2006). Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en Salud Pública. *Revista Médica, Chile; 134, 193-200*
https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-98872006000200009

Organización Mundial de la Salud (2020). *Zoonosis y medio ambiente.*
https://www.who.int/foodsafety/areas_work/zoonose/es/

Organización Panamericana de la Salud (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales.* OPS.
<https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/711/9275119936.pdf>

Overgaauw, P. (1997). Aspects of *Toxocara* Epidemiology: Human Toxocariasis. *Revista Critical Reviews in Microbiology, 23(3):215-231.*
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9347221/>

Oyarzún, J. (2013). *Pesquisa de nematodos pulmonares en perros y gatos de las ciudades de Río Bueno y la Unión, Provincia del Ranco.* Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile. <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2013/fvo.98p/doc/fvo.98p.pdf>

Quiroz, H. (1990). *Parasitología.* Editorial Limusa, S. A. de C. V.



- Reyes, N. (2014). *Determinación de parásitos gastrointestinales en gatos (Felis catus) del mercado la Presidenta, en la zona 1 de la ciudad de Guatemala utilizando el método de formalina-detergente, en el año 2012*. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/1733/1/Tesis%20Med%20Vet%20Eva%20Nidia%20Reyes%20Lara.pdf>
- Rodríguez, M., Figueroa, L. (2007). *Manual de Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria*.
- Soulsby, E. (1982). *Parasitología y enfermedades parasitarias e los animales domésticos*. Nueva Editorial Interamericana S. A. de C. V.
- Taylor, R. L., Coop, R. L. y Wall, R. L. (2016). *Veterinary parasitology*. John Wiley & Sons, Ltd.
- Tovar-Dorantes M., Díaz-Hernández, T., Larios-Barajas, M., Lima-Melo, A. y Núñez-Ochoa, L. (2020). Aelurostrongilosis en un gato (*Felis silvestris catus*). *Revista FMVZ UNAM*. <https://revistas.fmvz.unam.mx/index.php/Clinica-Veterinaria/article/view/57/111>
- Martínez-Vásquez, C., González, G., Núñez, M., Pérez, S., García-Fernández, J. y Gimena, B. (2003). *Strongyloides stercoralis* en el sur de Galicia. Madrid. *Revista Anales de Medicina Interna*. 20(9), 39-41. https://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0212-71992003000900008
- Wulcan, J., Dennis, M., Ketzis, J., Bevelock, T. y Verocai, G. (2019). *Strongyloides* spp. In cats: a review of literature and the first report of zoonotic *Strongyloides stercoralis* in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats. *Revista Parasites & Vectors* 12:349. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31300009/>

XI. ANEXOS



Figura 11: Huevo de *Ancylostoma caninum*.



Figura 12: Huevo de *Toxocara cati*

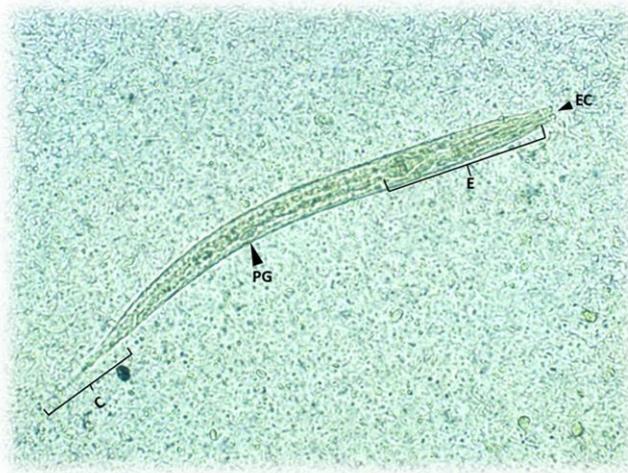


Figura 13: Larva de *Strongyloides* spp.
(EC) Extremo cefálico romo, (E) esófago, (PG) primordio genital, (C) cola filiforme.

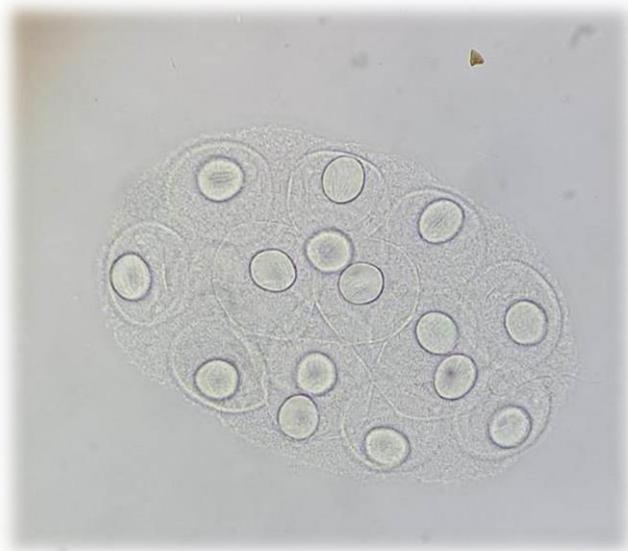


Figura 14: Cápsula ovígera de *Dipylidium caninum*

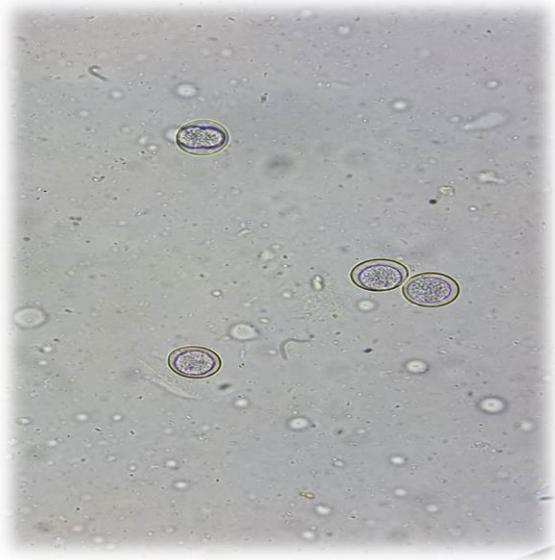


Figura 15: Ooquistes de *Isospora felis*

Cuadro 8:

No	Paciente	Edad	Dx flotación	Dx Caromo
1	Chispita	8m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
2	Dubia	2a	-	<i>Strongyloides sp</i> +
3	Teddy	6m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
4	Lucy	6m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
5	Alex	6m	-	-
6	Theodoro	7.5m	-	-
7	Luna	7m	-	-
8	Morticia	11m	-	-
9	Sarabi	1.6a	<i>Toxocara cati</i> +	-
10	Chuchi	1a	-	-
11	Tomasa	1.7a	-	-
12	Lola	5m	<i>Isospora felis</i> +	-
13	Pelusa	6m	<i>Toxocara cati</i> +	-
14	Binki	8m	<i>Toxocara cati</i> +	-
15	Freya	6m	-	-
16	Kitty	6m	-	-
17	Cookie	6m	<i>Toxocara cati</i> +	-
18	Felix	2a	-	-
19	Luna	5m	-	-
20	Boris	1.2a	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
21	Panfilo	4m	<i>Toxocara cati</i> +	-
22	Bella	1a	-	-
23	Akira	6m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
24	Kitty	8m	-	-
25	Suki	6m	-	-
26	Minina	1.5a	<i>Toxocara cati</i> +	-
27	Gudy	2a	<i>Toxocara cati</i> +	-
28	Jaru	1.5a	-	-
29	Yamileth	6m	-	-
30	Camino	1a	-	-
31	Honey	10m	-	-
32	Napoleon	5m	<i>Toxocara cati</i> +	-
33	Antonieta	5m	<i>Toxocara cati</i> +	-
34	Enriqueta	x	-	-
35	Lazara	7m	-	-
36	Bebecita	7m	<i>Isospora felis</i> +	-
37	Boerak	7m	-	-

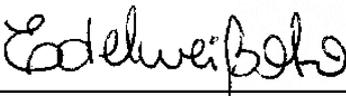
38	Milo	8m	<i>Toxocara cati</i> +	-
39	Lalo	8m	-	-
40	Poncho	9m	-	-
41	Su	2.5m	-	-
42	Zeus	1.8a	<i>Toxocara cati</i> +	-
43	Benito	6m	-	-
44	Chiquitillo	7m	-	-
45	Masha	7m	-	-
46	Camila	10m	-	-
47	Galiche	9m	-	-
48	Kisha	2.5m	-	-
49	Minchita	8m	-	-
50	Linsi	4m	-	-
51	Gia	4m	-	-
52	Bruno	6m	-	-
53	Gucci	4m	-	-
54	Praga	4m	-	-
55	Jasper	1a	-	-
56	Sofía	10m	<i>Toxocara cati</i> +	-
57	Lili	8m	-	-
58	Mia	5m	-	-
59	Tuti	5m	-	-
60	Bichito	9m	-	-
61	Michi	8m	-	-
62	Luli	1a	-	-
63	Chillón	4m	-	-
64	Bella	9m	-	-
65	Blanca	6a	-	-
66	Lola	7m	-	-
67	Manchitas	8m	-	-
68	Liza	7m	<i>Toxocara cati</i> +	-
69	Mochi	7m	-	-
70	Michi	6m	-	-
71	Niki	5m	-	-
72	Boris Chayanne	4m	-	-
73	Bony	11	-	-
74	Achí	1.7a	<i>Toxocara cati</i> +++	-
75	Peque	10m	-	-
76	Negrita	2a	-	-
77	Chiqui	5m	<i>Toxocara cati</i> +	-
78	Kento	1a	-	-

79	Matilda	5m	<i>Toxocara cati</i> +	-
80	Canela	x	<i>Ancylostoma Tubaeforme</i> +	-
81	Miso	5m	-	-
82	Gaia	7m	-	-
83	Bony	1.1a	-	-
84	Rosy	1.1a	-	-
85	Angela	8m	-	-
86	Nucita	4m	<i>Toxocara cati</i> +	-
87	Akira	6m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
88	Shadow	6m	-	-
89	Nicky	3m	<i>Isospora felis</i> +	-
90	Cali	7m	-	-
91	Terry	7m	-	-
92	Mely	6m	-	-
93	Brisa	7m	-	-
94	Nena	6m	-	-
95	Lucy	7m	<i>Dipylidium caninum</i> +	-
96	Shari	6m	<i>Ancylostoma Tubaeforme</i> +	-
97	Negrita	3m	-	-
98	Malú	1a	-	-
99	Yuumi	3m	<i>Toxocara cati</i> +	-
100	Ragnar	2a	-	-

Fuente: elaboración propia

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

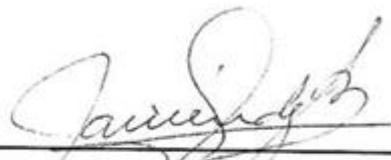
**DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA Y CARGA
PARASITARIA DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES Y
PULMONARES EN FELINOS DOMÉSTICOS QUE ASISTAN A
LOS EVENTOS DE CASTRACIÓN FELINA DE COMUNIDAD
GATUNA ONG.**

f. 

EDELWEISS VERENCE SOTO FLORIAN

f. 

**M.Sc. LUIS FELIPE CHOC
ASESOR PRINCIPAL**

f. 

**M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ
ASESOR**

f. 

M.A. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA

EVALUADOR

IMPRÍMASE

f.  

**M.A. RODOLFO CHANG SHUM
DECANO**