



Universidad Autónoma De Querétaro
Facultad De Ciencias Naturales

Parasitosis intestinales en gatos de Querétaro

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el
Grado de
Maestra En Salud Producción Animal Sustentable

Presenta

MVZ Ana Lilia Moreno Ponce

Dirigido Por:

Dra. Isabel Bárcenas Reyes

Querétaro, Qro. A 25 de noviembre 2022



Dirección General de Bibliotecas y Servicios Digitales de
Información



Parasitosis intestinales en gatos de Querétaro

por

Ana Lilia Moreno Ponce

se distribuye bajo una [Licencia Creative Commons
Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional](#).

Clave RI: CNMAC-142900-0223-1122



Universidad Autónoma De Querétaro
Facultad De Ciencias Naturales
Maestría En Salud Y Producción Animal Sustentable

Parasitosis Intestinales en gatos de Querétaro
Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de Maestra en Salud
y Producción Animal Sustentable

Presenta

MVZ. Ana Lilia Moreno Ponce

Dirigido por:

Dra. Isabel Bárcenas Reyes

Dra. Isabel Bárcenas Reyes

Presidente

Dr. Germinal Jorge Cantó Alarcón

Secretario

MSPAS Nerina Patricia Veyna Salazar

Vocal

Dr. Feliciano Milián Suazo

Vocal

Dra. Marina Durán Aguilar

Vocal

Centro Universitario, Querétaro, Qro.

Noviembre 2022

México

RESUMEN

Las parasitosis intestinales tienen una distribución mundial y constituyen un problema de salud pública. Muchos de los parásitos que se han descrito son zoonóticos, por lo que las mascotas pueden ser fuentes de la infección aunado a la afectación en la salud de estos. Se ha sugerido que los gatos son fuentes importantes de contagio. El conocer la frecuencia y las parasitosis presentes en gatos del municipio de Querétaro es de gran importancia para prevenir zoonosis e implementar programas adecuados de desparasitación. Para el siguiente estudio se obtuvieron 180 muestras fecales de gatos provenientes de la Unidad de Control Animal del municipio de Querétaro (88) denominados sin dueño y animales domésticos (92) denominados con dueño. A las muestras se les realizó la técnica de Faust. Los resultados mostraron una frecuencia general de 89.4%, encontrándose como parasitosis múltiple 153 casos que representa el 85.0% y 7 con parasitosis simple que representa el 3.8%. Los parásitos encontrados en las muestras fueron *Giardia intestinalis* 48 (24.1%), *Ancylostoma tubaeforme* 4 (2%), *Taenia taeniformis* 2 (1%), *Toxascaris leonina* 3 (1.5%), *Dipylidium caninum* 4 (2%), *Toxocara cati* 7 (3.5%), *Strongyloides* spp. 4 (2%) e *Cystoisospora felis* 133 (86.9%). Se determinó la posible asociación mediante el análisis estadístico Chi²; por sexo, edad, origen y consistencia de las heces sin presentar diferencia estadística significativa a excepción de la presencia de *Giardia intestinalis* y la consistencia pastosa de las heces (P=0.0001).

Palabras Clave: Parasitosis, gatos, Querétaro.

ABSTRACT

Intestinal parasitism has a worldwide distribution and constitute a public health issue. Many of the parasites that have been described are zoonotic, which make pets potential vectors, apart from the impact in their own health. Therefore, it has been suggested that cats might be important vectors. Knowing the frequency and the parasitism's present in the municipality of Querétaro is of mayor importance to prevent zoonosis and set adequate desparasitation programs. For the next study 180 fecal samples where obtained from cats belonging to the municipal animal control unit from Queretaro (88) denominated domestic and with no owners (92 with owners. Faust technique was applied to the samples. Results showed a general frequency of 89.4%, finding multiple parasitism in 153 cases which represent a 85.0%% and 7 samples with simple parasitism which represent a 3.8%. The found parasites where *Giardia intestinalis* 48 (24.1%), *Ancylostoma tubaeforme* 4 (2%), *Taenia taeniformis* 2 (1%), *Toxascaris leonina* 3 (1.5%), *Dipylidium caninum* 4 (2%), *Toxocara cati* 7 (3.5%), *Strongyloides spp.* 4 (2%) and *Isospora felis* 120 (66.6%).

Possible association was determined through the analysis of chi²; by sex, age, origin and consistency of feces presenting no significant statistical difference except for the presence of giardia intestinalis and the pasty consistency of feces (P=0.0001)

AGRADECIMIENTOS

Gracias a la Universidad Autónoma de Querétaro por permitirme realizar un posgrado dentro de la institución.

Agradezco a mi comité tutorial. Al Dr. Germinal Jorge Cantó Alarcón, al Dr. Feliciano Milián Suazo, a la Dra. Isabel Bárcenas Reyes, a la Dra. Nerina Patricia Veyna Salazar y a la MSPAS Marina Durán Aguilar por su gran apoyo dentro y fuera del posgrado.

Agradezco a los médicos que me enviaron muestras de sus clínicas en especial a la MSPAS Yesenia Rubio.

Agradezco a todas las personas y a la UCAM por hacer posible la recolección de muestras para llevar a cabo este proyecto.

Agradezco a CONACYT por haberme dado la oportunidad de obtener una beca para realizar mis estudios de posgrado.

Agradezco a FONDEC- UAQ por haberme concedido el apoyo económico para la investigación.

Agradezco a Nerina Veyna por enseñarme las técnicas de laboratorio y ayudarme a identificar parásitos.

Agradezco a Susana Sosa por su apoyo en el laboratorio y su grata compañía.

Agradezco a Ximena Elizabeth Bolaños Vázquez por su ayuda en la elaboración y digitalización de las imágenes.

Agradezco a los profesores que me dieron clase por su guía y por transmitir sus experiencias y conocimientos.

DEDICATORIAS

Con todo mi amor y cariño a mis niños que son mi fuerza y mi razón de esforzarme cada día.

A mi esposo, que ha sido mi amigo, colega, confidente y que siempre me ha apoyado en todos mis proyectos y que cuando siento que no puedo continuar está ahí para darme ánimos.

A mis padres por haberme forjado con valentía, muchos de mis logros se los debo a ustedes incluso esté pues su apoyo permitió que pudiera seguir estudiando.

A la Dra. Isabel mi directora de tesis por escuchar y aconsejar en momentos complicados.

ÍNDICE

| | |
|---|------|
| RESUMEN..... | i |
| ABSTRACT..... | ii |
| AGRADECIMIENTOS | iii |
| DEDICATORIAS..... | iv |
| INDICE DE CUADROS | vii |
| INDICE DE FIGURAS | viii |
| I. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| II. ANTECEDENTES..... | 3 |
| 2.1. Enfermedades parasitarias de los gatos..... | 3 |
| 2.2. Parásitos gastrointestinales en gatos. | 4 |
| 2.2.1. Nematodos..... | 5 |
| 2.2.1.1. <i>Toxocara cati</i> | 5 |
| 2.2.1.2. <i>Toxascaris leonina</i> | 8 |
| 2.2.1.3. <i>Strongyloides</i> | 10 |
| 2.2.2. Protozoarios | 11 |
| 2.3.2.1. <i>Giardia intestinalis</i> | 11 |
| 2.3.2.2. <i>Cystoisospora felis</i> | 17 |
| 2.2.3. Cestodos | 19 |
| 2.2.3.1. <i>Dipylidium caninum</i> | 20 |
| 2.2.3.2. <i>Taenia taeniformis</i> | |
| Taxonomía..... | 20 |
| Ciclo biológico..... | 20 |
| Signos Clínicos..... | 21 |
| Diagnóstico | 22 |
| Papel de las parasitosis en gatos en la Salud Pública | 23 |
| III. HIPÓTESIS..... | 25 |
| IV. JUSTIFICACIÓN | 25 |
| V. OBJETIVOS..... | 26 |
| 5. 1 Objetivo general | 26 |
| 5. 2 Objetivos específicos | 26 |
| VI. MATERIAL Y MÉTODOS..... | 27 |
| VII. RESULTADOS | 29 |
| VIII. DISCUSIÓN..... | 28 |
| IX. CONCLUSIÓN..... | 34 |

| | | |
|-----|------------------------|----|
| X. | LITERATURA CITADA..... | 35 |
| XI. | APENDICE | 36 |

ÍNDICE DE CUADROS

| Cuadro | | Página |
|--------|---|--------|
| 1 | Número de gatos y porcentaje con parasitosis únicas y múltiples por edad | 30 |
| 2 | Frecuencia de parásitos intestinales por género y origen | 30 |
| 3 | Frecuencia de <i>Giardia intestinalis</i> en relación a la consistencia de las heces | 31 |
| 4 | Comparación de la presencia de <i>Giardia intestinalis</i> con relación a la edad, sexo y origen. | 34 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| Figura | | Página |
|---------------|---|---------------|
| 1 | Parásitos intestinales diagnosticables en heces | 5 |
| 2 | Ciclo biológico <i>Toxocara cati</i> | 6 |
| 3 | Ciclo biológico <i>Toxascaris leonina</i> | 9 |
| 4 | Ciclo biológico <i>Strongyloides</i> spp. | 10 |
| 5 | Genotipos de <i>Giardia intestinalis</i> | 13 |
| 6 | Ciclo biológico de <i>Giardia intestinalis</i> | 14 |
| 7 | Ciclo biológico de <i>Cystoisospora felis</i> | 18 |
| 8 | Ciclo biológico <i>Dipylidium caninum</i> | 21 |
| 9 | Ciclo biológico de <i>Taenia taeniformis</i> | 22 |

I. INTRODUCCIÓN

Los parásitos entéricos de importancia veterinaria se clasifican en Artrópodos, Nematodos, Acantocéfalos, Trematodos, Cestodos y Protozoos de los cuales, a los Nematodos, Acantocéfalos, Trematodos y Cestodos se les llama Helmintos. Estos se caracterizan por su amplia viabilidad y capacidad infecciosa incluso en condiciones ambientales adversas (Bowman, 2003) ocasionando diferentes enfermedades en los felinos con o sin señales entéricas tras su eliminación en las heces, razón por la cual podrían ser parásitos gastrointestinales con potencial zoonótico (Bowman, 2003;Thompson, 2008).

Los carnívoros son huéspedes definitivos o reservorios de más de 60 parásitos zoonóticos (Macpherson, 2013). Los parásitos gastrointestinales presentes en gatos callejeros y con dueño como los helmintos que con mayor frecuencia ocasionan la infección en humanos son *Toxocara cati*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma tubaeforme*, *Aelurostrongylus abstrusus*, *Giardia intestinalis* y *Cryptosporidium* spp. (Overgaauw et al. 2009; (Pares-Casanova, Salamanca-Carreño, & Crosby-Granados, 2018; De Paula, 2017).

Diferentes estudios han reportado prevalencias de parásitos intestinales en gatos de hasta el 90.62% siendo *D. caninum* el helminto más predominante en los gatos (34.31%) y en segundo lugar *Toxocara cati* con tasas de prevalencia elevadas de hasta el 25.58% representando un riesgo potencial para la salud pública en diferentes países del mundo (Sarvi, 2018).

Las prevalencias de parásitos entéricos zoonóticos en gatos en diferentes países del mundo son variables y van desde el 50% hasta el 70% con respecto a la población muestreada. Esto se ha asociado a que los esfuerzos realizados durante la implementación de diferentes estrategias incluidas en los programas de control y prevención para la

transmisión de los agentes entéricos transmitidos al ser humano por carnívoros, principalmente los gatos no han sido del todo exitosas sobre todo en aquellos países en desarrollo que la prevalencia en los gatos de refugio y en libertad es de 5.45-67.5%, mientras que en las poblaciones con propietario son del 1.6-30,4% esto considerando que la prevalencia más baja es en gatos que visitan un hospital veterinario y la más alta en una población de gatos de refugios o bien en situación de calle (Rembiesa & Richardson, 2003; Hill & Cheney, 2000).

En México se ha estimado una población de 7 millones de gatos de los cuales entre el 10 y el 17% defecan al aire libre (Martínez-Barbosa, González, & Quiroz, 1997; Martínez-Barrios, 2014).

Se han realizado estudios para determinar la prevalencia de parásitos intestinales en gatos en situación de calle y con propietario. Se ha observado que la prevalencia de infestación por parásitos entéricos aumenta dependiendo del estrato en el que habita el animal, aunque, las mayores prevalencias se han observado en gatos sin dueño por encontrarse en el exterior y, por tanto, un mayor riesgo de infección sobre todo en animales menores a un año de edad (Martínez-Barbosa, González, & Quiroz, 1997). Diferentes estudios realizados en México han reportado que la prevalencia de parásitos entéricos es muy variable y que puede estar asociada a diversos factores como a que las mascotas se les permite vagar libremente, que no son desparasitadas de manera rutinaria, edad, uso erróneo de antihelmínticos, método de diagnóstico y a que dependen de la población de huéspedes muestreada (Rodríguez-Vivas *et al*, 2001; Cantó *et al.*, 2013). Sin embargo, aún son limitados. Por lo tanto, el presente estudio tuvo como finalidad determinar la presencia de parásitos intestinales presentes en las heces del gato en el municipio de Querétaro.

II. ANTECEDENTES

2.1. Enfermedades parasitarias de los gatos.

Las enfermedades parasitarias en gatos son principalmente producidas por helmintos (Nematodos y Cestodos) y Protozoos. Tienen una distribución mundial principalmente en países en vías de desarrollo (Rodríguez-Saenz, 2015). El cuadro clínico de las parasitosis intestinales en gatos es diferente según el género y especie del parásito, pero generalmente cursan diarrea, anorexia, depresión, pérdida de peso (OPS, 2015).

Dependiendo del tipo de parásito se presenta un ciclo biológico que, de manera general, en todas sus etapas o estadios comienza al producirse la multiplicación, desarrollo embrionario, huevos, ooquistes, estadios larvarios, madurez sexual, reproducción, permanencia en el hospedero, hasta el final de su vida (Buitrago & Pardo, 2005).

Según cual sea la forma de parásito que vaya a desarrollarse en los hospedadores, se distinguen dos tipos: definitivos e intermediarios, de los que tan solo los primeros son imprescindibles para la culminación del ciclo vital de todos los parásitos, en tanto que los segundos solo son para aquellos cuyo ciclo biológico es indirecto (Berenguer, 2007).

La transmisión de estas enfermedades está asociada al comportamiento ecológico propio de la subespecie *F. catus*, como por ejemplo su carácter “nómada” y el instinto cazador, que comienza aproximadamente entre los seis u ocho meses de vida del felino. Es así como al momento de abandonar el hogar y la convivencia con otros felinos incrementa el riesgo de infectarse por parásitos gastrointestinales, lo cual resultará en la colonización de varios agentes patógenos, entre los cuales

los helmintos son los más comunes afectando principalmente a gatos adultos y cachorros.

Algunos estudios refieren que el incremento de la población felina de desplazamiento libre es uno de los factores que potencializa el contagio entre animales y el ser humano (Encalada-Mena, Vargas-Magaña, & Duarte-Ubaldo, 2019). Las parasitosis gastrointestinales en gatos son consideradas un problema de salud pública, como una de las zoonosis de alto impacto en las poblaciones humanas, principalmente en la población infantil (Rodríguez-Saenz, 2015).

2.2. Parásitos gastrointestinales en gatos.

El parasitismo es una asociación en la que un ser vivo al que denominamos parásito se alberga en otra especie a quien denominamos huésped del cual se alimenta y que no recibe ningún beneficio de esta asociación (Quiroz, 2005).

F. catus se ve afectada por diferentes agentes parasitarios que afectan su salud y la salud del ser humano.

Existen parásitos pertenecientes a diferentes filos, pero los parásitos intestinales que son diagnosticables en heces son producidos por helmintos (nematodos y cestodos) y por protozoos (Figura 1).

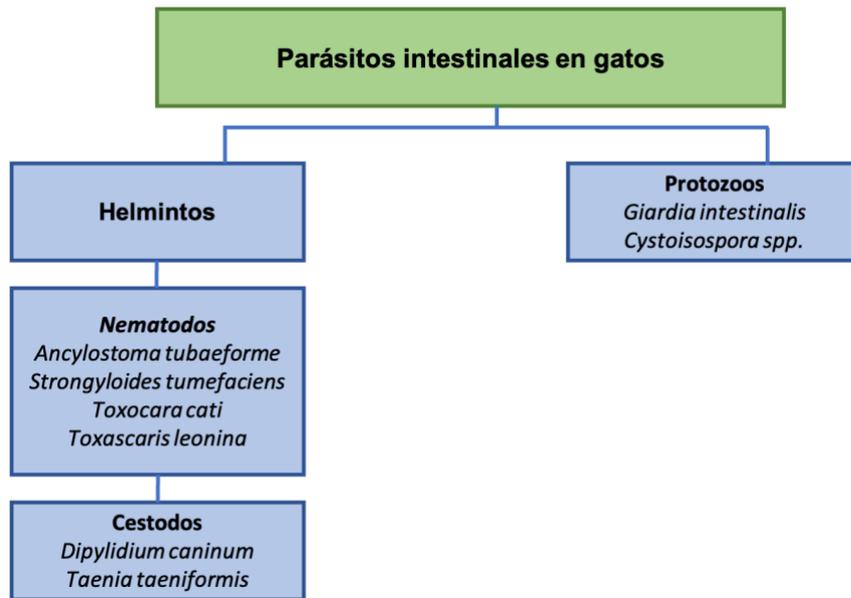


Figura 1. Parásitos intestinales diagnosticables en heces.

2.2.1. Nematodos

2.2.1.1. *Toxocara cati*.

Es un helminto gastrointestinal muy común en el gato doméstico y en otros felinos (Sommerfelt, 2008).

Las hembras llegan a medir hasta 10 cm de longitud y los machos 6cm. Mientras que sus huevos tienen un diámetro de 65 a 75 um (Quiroz, 2005).

a. Taxonomía.

- * Reino: Animalia
- * Filo: Nematoda
- * Clase: Secernentea
- * Orden: Ascarida
- * Familia: Toxocaridae
- * Genero: *Toxocara*
- * Especie: *T. cati*

b. Ciclo biológico.

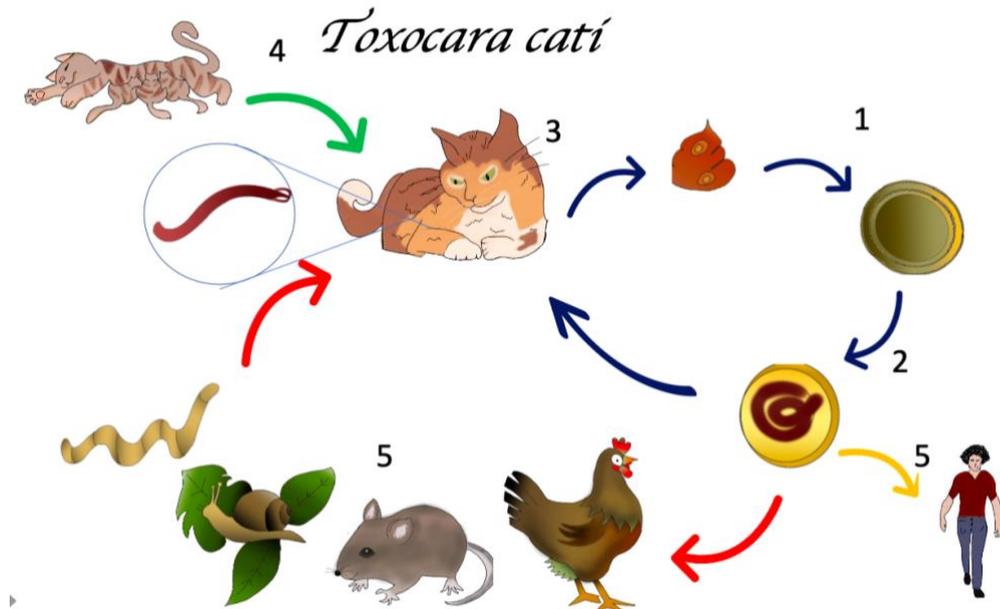


Figura 2. Ciclo biológico *Toxocara cati*

Presenta un ciclo directo por transmisión oral, pero pueden presentarse huéspedes paraténicos (5). Los huevos son eliminados en heces (1) la larva madura a L2 dentro del huevo (2) Cuando los huevos son consumidos las L2 son liberadas en intestino delgado y pueden seguir dos vías de migración somática o traqueo digestiva; La migración traqueo-digestiva va del intestino sistema porta al hígado, corazón y pulmón, asciende por tráquea y son deglutidas, al llegar al intestino completaran sus mudas hasta llegar a estadio adulto en donde copularan y liberarán huevos en heces. En la migración somática las larvas siguen la ruta sanguínea al hígado, riñón, o músculo donde permanecen en estado de hipobiosis (3) Las larvas enquistadas pueden dejar este estado cuando las hembras van a parir y transmitirse por vía transmamaria a los cachorros (4). *Toxocara cati* puede ocasionar larva migrans ocular especialmente en niños al consumir el huevo con la L2

c. Transmisión.

La trasmisión es vía oral mediante la ingestión de huevos larvados. Sus huevos son muy resistentes al medio ambiente y su alto potencial biótico constituyen una fuente de infección tanto para huéspedes definitivos como paraténicos en éste ultimo entra el humano (Overgaauw, 1997).

Toxocara cati presenta hospederos paraténicos como es el caso de las ratas y ratones (Hay-Parker, 2020). A diferencia de *Toxocara canis* no se transmite por vía intrauterina (CFSPH, 2005).

En las gatas las larvas que estén en los tejidos en estado de hipobiosis se pueden reactivas durante la gestación y por medio del calostro y la lactancia transmitirse a la descendencia (Schnider, 2004).

Se ha planteado que *T. canis* es de mayor importancia en larva migrante visceral, pero *T. cati* presenta mayor importancia en toxocariosis ocular (CFSPH, 2005).

d. Signos Clínicos

En los gatos cachorros que contrae la infección vía calostro o lactancia los vermes maduran después de 4 semanas (Quiroz, 2005).

Presentan una menor signología clínica en relación con los perros, pero en casos graves pueden presentar distensión abdominal, pelaje hirsuto, diarrea y diferentes grados de deshidratación (CFSPH, 2005).

El periodo prepatente a partir de la ingestión de huevos con larvas infectivas es de 8 semanas. Las infecciones más comunes en los gatos son por la ingestión de leche de la madre o por la ingestión de huéspedes paraténicos, asimismo, la migración de las larvas no es de importancia (Taylor *et al.*, 2016).

Las infecciones en humanos son principalmente en niños menores de 5 años, debido a la estrecha relación que existe entre las mascotas y ellos, jugar en espacios contaminados con heces de gato con presencia de huevos larvados, para posteriormente introducir su mano en la boca. La mayoría de las infecciones son inaparente (Bowman, 2011).

En la mayoría de las ocasiones, las infecciones se presentan exclusivamente en el hígado, donde puede existir hepatomegalia y

eosinofilia. Rara vez, la larva migra al ojo donde produce un granuloma alrededor de la retina que puede llegar a causar ceguera (Taylor *et al*, 2016)

e. Diagnóstico

En los gatos puede diagnosticarse por flotación fecal considerando que la eliminación de los huevos es intermitente es recomendable usar más de una muestra. También es posible observar *T. cati* inmaduros los que pueden ser evacuados en las heces o el vómito. (CFSPH, 2005).

2.2.1.2. *Toxascaris leonina*

Es un parasito que utiliza como hospedador definitivo tanto perros como gatos, aun que tiene mayor frecuencia en gatos presente una distribución cosmopolita (Hay-Parker, 2020).

a. Taxonomía

*Reino: Animalia
*Filo: Nematoda
*Clase: Secernentea
*Orden: Ascaridida
*Familia: Toxocaridae
*Genero: *Toxascaris*
*Especie: *T. leonina*

El parásito lo encontramos en el intestino delgado, los machos miden aproximadamente 7 cm, mientras que la hembras alcanzan hasta los 10 cm. Presenta dos alas cervicales muy parecidas a *Toxocara canis*, y tres grandes labios rodean su boca (Urquhart *et al*, 2001).

A diferencia de *Toxocara cati*, el estadio infectivo de L2 o L3, puede encontrarse desarrollado en solo una semana después de haber salido junto con las heces (Bowman, 2011)

b. Ciclo biológico

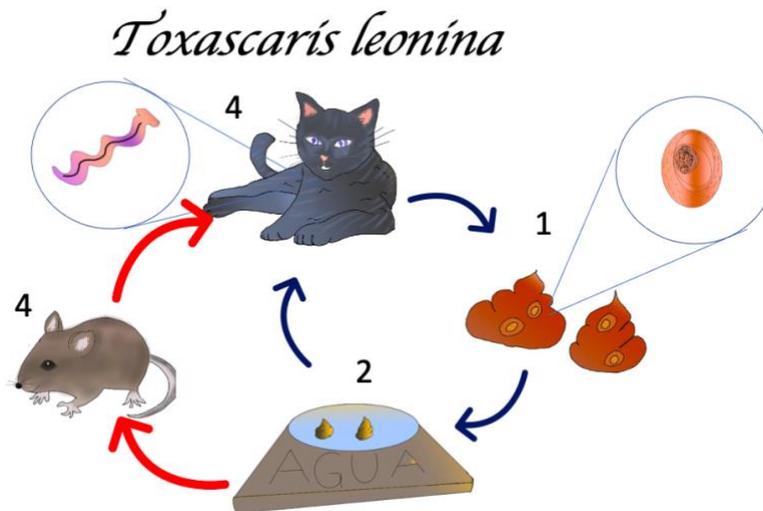


Figura 3. Ciclo biológico *Toxascaris leonina*.

Presenta un ciclo de vida directo pero los roedores pueden ser huéspedes de transporte. Los huevos son eliminados con las heces (1) La transmisión se da vía oral por el consumo de alimento o agua contaminada (2), los huevos eclosionan en el intestino delgado las larvas penetran la mucosa y migra a diferentes tejidos hasta llegar al estadio adulto donde migran de nuevo a la luz intestinal donde depositan sus huevos (3). Vía huésped paraténico los huevos eclosionan en su intestino y pero no permanecen ahí migran en los diferentes tejidos y permanecen en hipobiosis hasta ser ingeridos por el huésped final (4).

c. Transmisión

Existen 2 vías que permiten la transmisión, la primera es por la ingestión de huevos larvados con la L2 o L3 y la ingestión de huéspedes paraténicos que presentan en sus tejidos las larvas infectantes (Urquhart, 2007).

d. Signos Clínicos

En los gatos presentan tos, flujo nasal, vómito postprandial, heces con presencia de moco y consistencia pastosa, incluso obstrucción intestinal, sin embargo, la signología no es tan frecuente como en el perro.

e. Diagnóstico

Pueden identificarse en su forma adulta al ser expulsados tanto en heces como en vómito y detección de huevos en heces a través de estudio coproparasitoscópico (Mehlhorn, 1992).

2.2.1.3. *Strongyloides*

El parásito *Strongyloides* es un verme en forma de hilo (Bowman, 2003). Las hembras producen huevos embrionados que pueden eclosionar dentro del intestino (Quiroz, 2005). Las hembras poseen la capacidad de reproducirse por partenogénesis (Bowman, 2003).

a. Taxonomía

- *Reino: Animalia
- *Filo: Nematoda
- *Clase: Secernentea
- *Orden: Rhabditia
- *Familia: Strongyloidea
- *Genero: *Strongyloides*

b. Ciclo biológico

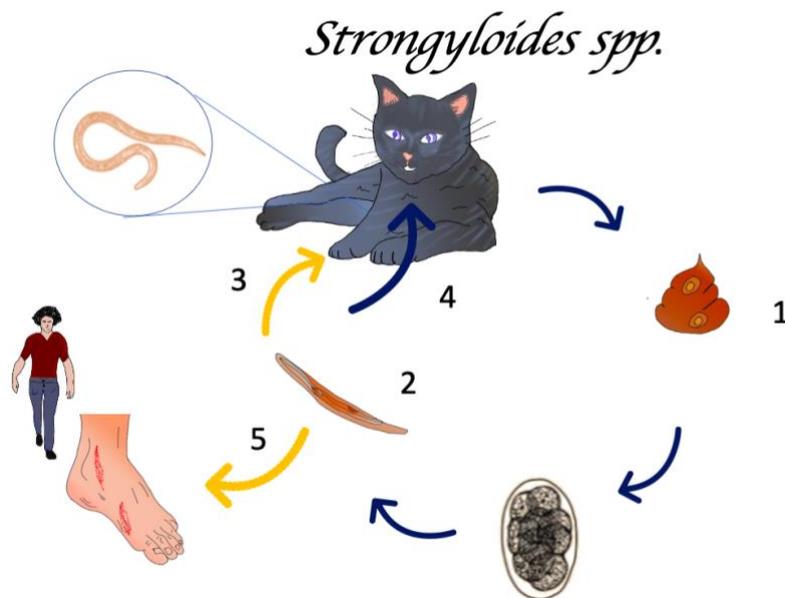


Figura 4. Ciclo biológico *Strongyloides spp.*

Los adultos se encuentran en el intestino delgado, eliminan huevos que salen con las heces (1) en el medio ambiente eclosionan las larvas rhabditiformes y se desarrollan hasta larva filariforme (2), la larva puede ingresar vía oral (3), vía percutánea (4) también puede presentarse como larva migrante cutánea en humanos (5).

c. Transmisión

Por la vía percutánea de la larva estadio L3 (Bowman, 2003). Se especula sobre la posibilidad de transmisión a través de la leche pues si se depositan L3 en la lengua de un animal no van a su intestino, sino que penetran el epitelio bucal o el epitelio esofágico (Bowman, 2003).

d. Signos Clínicos

La presentación de signología clínica es poco común y se asocia a altas cargas parasitarias presentando diarrea en individuos inmunosuprimidos (Maggie, 2007).

e. Diagnóstico

Se realiza análisis coproparasitológico tanto de forma directa como por flotación para observar los huevos larvados en la materia fecal (Barros, 2014).

2.2.2. Protozoarios

2.2.2.1. *Giardia intestinalis*

Giardia intestinalis (Sin: *G. lamblia*; *G. duodenalis*) es el nombre del protozoo flagelado del Phylum *Metamonada*, agente causal de la giardiosis (Monis, 2009). Que es una parasitosis de intestino delgado proximal la cual puede manifestarse como un síndrome diarreico agudo, crónico o intermitente. También existe el estado de portador asintomático (Monis, 2009).

Es uno de los patógenos protozoarios entéricos más comunes en humanos, animales domésticos incluyendo el ganado, los perros y los gatos además de animales salvajes (Thompson, 2008).

Giardia intestinalis, es un microorganismo eucariota unicelular flagelado que causa enfermedad diarreica en todo el mundo (Barwick, 2000).

Al igual que otras especies de su género el parásito protozoario *Giardia* presenta 2 estadios, trofozoito y el quiste, en su estado de trofozoito su hábitat es el intestino delgado, siendo responsable de las manifestaciones clínicas (Alcaraz, 2018). En su estadio de quiste es muy resistente al cloro y a las condiciones climáticas (Ali, 2003).

Los trofozoitos colonizan primariamente el yeyuno, aunque algunos organismos pueden encontrarse en el duodeno incluso en el íleon, vías o vesícula biliares. El pH óptimo de desarrollo oscila entre 6,4 y 7,2. La predilección de los trofozoítos por el yeyuno está relacionada con la alta concentración de nutrientes para su desarrollo y proliferación; como el colesterol, elemento fundamental para la biogénesis de sus membranas y en el proceso de enquistación (Alcaraz, 2018).

Los estudios realizados indican que *Giardia* presenta una reproducción asexual y funcionalmente haploide; no se ha demostrado reproducción sexual a diferencia de lo que sucede con otros protozoos (Yu, 2002).

Los trofozoítos se dividen mediante un proceso de fisión binaria, que incluye primeramente la división nuclear, seguida del aparato neuromotor y del disco ventral, y por último la separación del citoplasma, dando como resultado dos trofozoítos hijos (Alcaraz, 2018).

Poseen 2 núcleos cada uno con genoma completo, presentan 5 cromosomas que van de 1.6 a 3.8 Mb dando un total de 12Mb en los cromosomas, que difieren de los 30Mb (Yu, 2002).

En su estadio de trofozoito presenta forma de pera y un tamaño de 12 a 15 μm de largo y de 5 a 9 μ de ancho, su citoesqueleto incluye un

cuerpo medio, 4 pares de flagelos, 2 núcleos y un disco ventral. En el estadio de quiste, posee 4 núcleos y un diámetro de 7 a 10 µm (Heyworth, 2016).

a. Taxonomía

- *Reino: Protista
- *Subreino: Protozoa
- *Clase: Treponadea
- *Orden: Distomatida
- *Familia: Hexamitida
- *Genero: *Giardia*

a.1 Genotipos

De los ocho Genotipos existentes a la fecha, los Genotipos A y B son zoonóticos, por lo que el gato podría ser fuente de contaminación para los humanos

| Genotipos | Hospederos |
|-----------|---|
| A | Humano, Perro, Gato, Bovino, Alpaca, Venado, Hurón, Cerdo, castor, Marsupiales, Ovino, Caprino, Buey, Primates, Cetáceos, foca, León marino australiano, Alce, Reno, Aves de engorda, Gaviota. |
| B | Humano, Bovino, Perro, Gacela, Venado, Equino, Castor, Rata almizclera, Chinchilla, Hurón, Conejo, Jutía conga, Marsupiales, Cerdo de guinea, Damán del cabo, Primates, Aves de engorda, Oveja, Foca, Cerdo, León marino australiano, Avestruz, Delfín, Marsopa, Gaviota. |
| C | Perro, Canguro, Ganado, Cerdo, Cetáceos. |
| D | Perro, Chinchilla, Canguro, Ganado, Ganado, Cetáceos, Zorro. |
| E | Ganado, Oveja, Cerdo, Alpaca, Cabra, Caballo, Yak, Zorro, Venado, Gato. |
| F | Gato, Cetáceos, Cerdo. |
| G | Rata, Ratón |
| H | Foca gris, Gaviota |

Figura 5. Genotipos de *Giardia intestinalis* (Heyworth, 2016).

b. Ciclo biológico

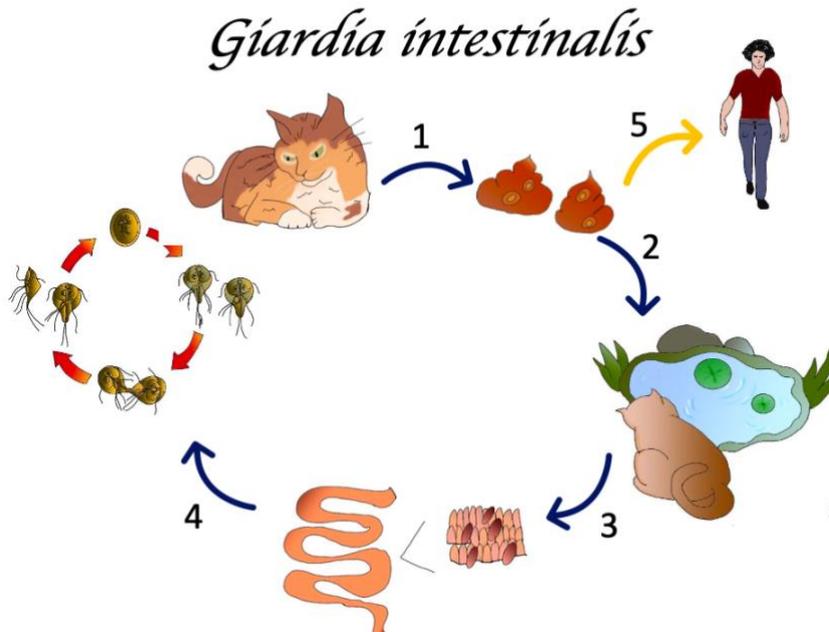


Figura 6. Ciclo biológico de *Giardia intestinalis*.

Posee un ciclo de vida directo con 2 fases el quiste y el trofozoito. El gato elimina los quistes en las heces (1). los quistes contaminan agua o alimentos (2) y son ingeridos por el huésped. Al exponerse a los cambios del tracto digestivo los quistes liberan trofozoitos (3). Los trofozoitos se replican por fisión binaria en el intestino delgado. Los trofozoitos se enquistan para ser excretados en heces (4). Los humanos pueden infectarse con la ingestión de agua o alimento contaminado con quistes (5).

c. Transmisión

las fuentes más importantes son consumo de agua potable contaminada con materia fecal de individuos infectados, dicha contaminación fue asociada en gran parte al ganado infectado, pero en la actualidad se sabe que la contaminación más probable es debido a desechos humanos que contaminan aguas cloacales (Thompson, 2008). Los quistes son sumamente resistentes al ambiente, pudiendo permanecer meses en él, contaminando el agua potable y los alimentos (Smith, 2003).

d. Patogenia

Se ha comprobado que los daños causados por este parásito son debidos a la desorganización de la barrera epitelial del intestino delgado, reordenamiento de proteínas responsables del contacto celular y la ruptura de la capa mucosa intestinal que sirve como protección, debido a que la interacción huésped-parásito y el proceso fisiopatológico de la giardiosis no ha sido completamente entendida (Ibarra, 2016).

e. Signos clínicos

La sintomatología clínica presenta una gran diversidad, que depende fundamentalmente de factores individuales de la respuesta inmunitaria principalmente, como la virulencia de la cepa, la dosis infectante o la duración; el periodo prepatente y la duración de la infección no está relacionada con el tamaño del inóculo (Alcaraz, 2018).

Los gatos jóvenes son más susceptibles a la infección y la enfermedad asociada, y la mayoría de las infecciones clínicas ocurren en gatos menores de 1 año (Gruffydd-Jones, 2013).

Afecta el intestino delgado del animal y luego el grueso, produciendo problemas que afectan a todo el aparato digestivo, desmejorando la salud del animal en general (Alcaraz, 2018) La diarrea es típicamente de naturaleza de intestino delgado, pero a veces puede mostrar características de intestino grueso, con la inclusión de moco y sangre. El curso clínico puede durar semanas (Gruffydd-Jones, 2013),

f. Diagnóstico

El examen microscópico de tres muestras fecales con intervalos de dos o tres días comprendidos en un período máximo de 10 días es en la actualidad el método recomendado por los parasitólogos (Diaz Carbonell, 2010). Los trofozoítos se detectan en las heces frescas pero la

sensibilidad es generalmente baja. La detección directa por PCR es otra opción que además permite identificar la especie (ESCCAP, 2013).

Está disponible un SNAP rápido de detección de antígeno en heces que ofrece un 92% de sensibilidad y un 99% de especificidad. Aunque las pruebas solo se han hecho en muestras de caninos; Por tanto, la utilización de SNAP para detección de *Giardia* debe realizarse junto con la detección en muestras fecales y no sola, tanto para el diagnóstico como para el seguimiento (Palmero, 2019).

g. Tratamiento

De los medicamentos que existen para el tratamiento de la Giardiosis son pocos los que se pueden utilizar en gatos y son escasas las investigaciones que se han hecho sobre su eficacia. Mediante aislados procedentes de distintas especies, se evaluó la sensibilidad a 2 medicamentos el tianidazol y la nitazoxanida. Se determinó que se presenta mayor sensibilidad a la nitazoxanida, contrario a los de canino y humano que presentaron mayor sensibilidad al tianidazol (Ponce-Macotera, 2001).

El metronidazol es uno de los medicamentos que más se prescribe, los estudios sobre su eficacia en gatos han incluido solo pocos animales y no se ha aclarado la toxicidad de la droga (Scorza, 2004). Se realizó un estudio joven (edad comprendida entre 1 a 2 años) con 26 gatos para determinar su eficacia y toxicidad. En el que se infectaron con *Giardia* se comprobó por inmunofluorescencia la infección y se trató a diferentes dosis, se concluye que a una dosis de 25 mg/kg/PO cada 12 horas durante 7 días. Se eliminó la presencia del parásito en el 100% de los casos. Además, no presentaron signos de toxicidad (Scorza, 2004).

Existen ocasiones en las que los tratamientos no son eficaces, debido a reinfecciones, coinfecciones o por no completarse el tratamiento. Las resistencias a los medicamentos las que se han descrito en aislados

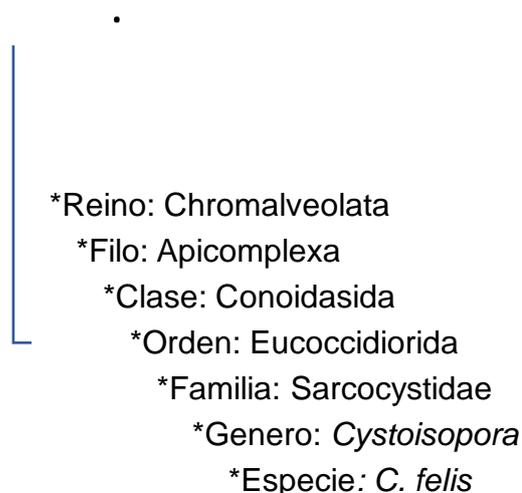
de humano, Por lo tanto, es imprescindible aplicar medidas complementarias como los baños al inicio y final de tratamiento además de limpieza de ambiente (ESCCAP, 2013).

En el caso de los nitroimidazoles se evaluó los efectos adversos, se observan frecuentemente, letargia o alteraciones gastrointestinales como anorexia, vómitos o diarrea y, en algunas ocasiones, hepatotoxicidad. Además, en gatos puede producirse ptialismo tras la administración oral. También se han descrito efectos mutagénicos y carcinogénicos en animales de laboratorio. Se han observado alteraciones del sistema nervioso central, generalmente en gatos a altas dosis (Waxman, 2004).

2.2.2.2. *Cystoisopora felis*

Anteriormente conocido como *Isospora*. Es un protozoo coccidio relacionado con los géneros de *Cryptosporidium* y *Toxoplasma*. Producen la enfermedad coccidiasis. Siendo los miembros de la familia *Felidae* los hospederos definitivos. (Levine, 1987).

a. Taxonomía



b. Ciclo biológico

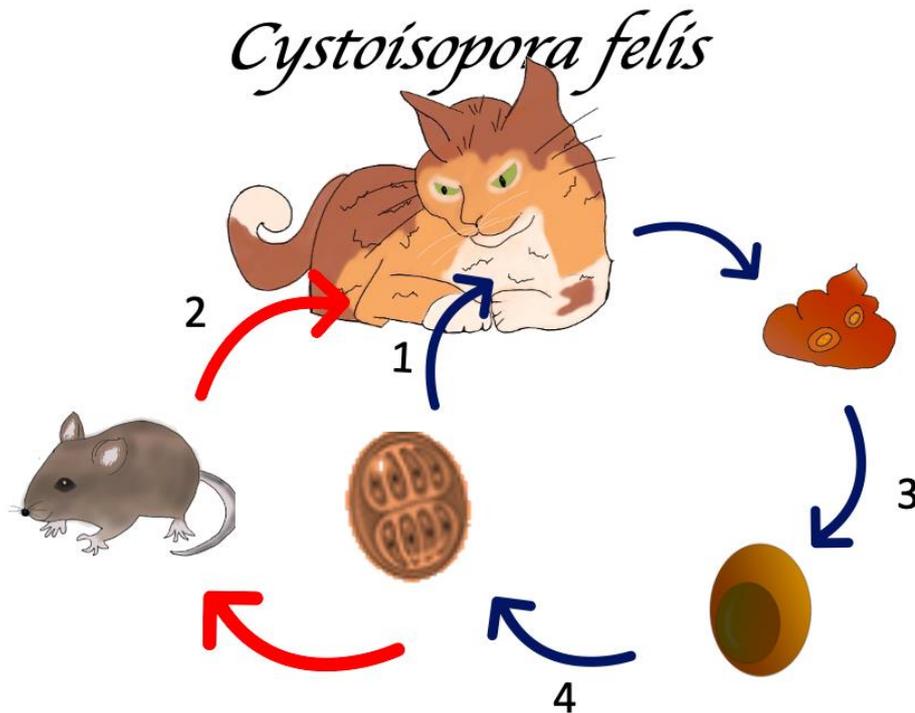


Figura 7. ciclo biológico de *Cystoisospora spp.*

La transmisión se da por la ingestión de ooquistes esporulados del medio ambiente (1) o por la ingestión de quistes en huéspedes paraténicos. (2) eclosionan en el intestino donde presentan una reproducción asexual (merogonia) y sexual (gametogonia) formando un cigoto el cual se convierte en un ooquiste no esporulado (3) que se elimina por las heces en donde esporula en el medio ambiente (4).

c. Signos Clínicos

En general la presentación es leve o subclínica, pero en gatos jóvenes o inmunodeprimidos puede producir enteritis hemorrágica, anorexia, deshidratación, emesis, pérdida de peso y anemia (Dubey, 1993).

d. Diagnóstico

Para su diagnóstico es visible al microscopio óptico sin teñir sin embargo las técnicas de concentración son los más sensibles. Es importante considerar que conservadores como el alcohol polivinílico deforman la pared del ooquiste dificultando su diagnóstico (Farga, 2018).

2.2.3. Cestodos

Los cestodos o cestodos son parásitos del grupo de los gusanos o helmintos, poseen una forma de cinta y su tamaño varía desde milímetros a metros de longitud (Quiroz, 1984).

El cuerpo de estos parásitos es plano y segmentado. Su cuerpo se divide en escólex o cabeza, cuello y proglótidos cada uno de los segmentos o proglótidos presenta uno o dos juegos de órganos reproductivos. En su cabeza encontramos cuatro ventosas y en la mayoría de las ocasiones un rostelo con la presencia de una o dos filas de ganchos que le permites sujetarse (Taylor, 2016).

Los proglótidos, conforme se alejan de la región del cuello, van madurando sexualmente, por lo que los que se encuentran más alejados y debido a que son hermafroditas, se produce la autofecundación y se van a encontrar grávidos con la presencia de cientos de huevos en el interior de cada uno de ellos. En los proglótidos encontramos en el margen, poros genitales por donde saldrán los huevos una vez que los proglótidos maduros hayan sido eliminados al exterior junto con las heces.

Los huevos consisten de una oncósfera o embrión, rodeados por una embriófora o cascarón que los protege de las condiciones ambientales. La oncósfera presenta dos pares de ganchos que le permiten rasgar la mucosa y penetrar a los capilares sanguíneos y linfáticos para llegar a su sitio de predilección y desarrollarse al estadio larvario o metacéstodo en el huésped intermediario (Urquhart *et al.* 2001).

Al no presentar órganos digestivos, los cestodos se nutren a través de un tegumento especializado (Taylor, 2016).

Su ciclo de vida es indirecto. En la mayoría de los casos, los parásitos se encuentran en su forma adulta en el intestino delgado de hospedador final. Una vez que los proglótidos son maduros, son liberados de la estróbila y salen junto con las heces y los huevos saldrán de estos por los poros genitales o por la desintegración del proglótido. Al ser ingerido el huevo, las secreciones gástricas disuelven la embriófora liberando la oncósfera.

2.2.3.1. *Dipylidium caninum*

Es probablemente la parasitosis más común en perros y gatos, descrita por primera vez por Linneo como *Tenia canina*. Es un parásito pequeño con longitud variable de 3mm a 80 cm (Ayala, 2012)

a. Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Platyhelminthes

Clase: Cestoda

Orden: Cyclophyllidea

Familia: Dipylididae

Genero: *Dipylidium*

Especie: *D. caninum*

El parásito lo encontramos en el intestino delgado, presenta cuatro ventosas y un rostelo con cuatro o cinco filas de ganchos, sus proglótidos se pueden diferenciar de los de *Taenia*, debido a que tienen apariencia de granos de arroz. A través de sus poros genitales eliminan los huevos en cápsulas con hasta 30 huevos cada una. Estas cápsulas con huevos serán ingeridas por los huéspedes intermediarios, pulgas de los géneros *Ctenocephalides* y *Pulex*, para que en su cavidad abdominal se desarrolle el estadio larvario o cisticercoide (Bowman, 2001, Taylor

et al., 2016). El huésped final se infecta por la ingestión de las pulgas que contienen en su interior el estado larvario.

b. Ciclo biológico

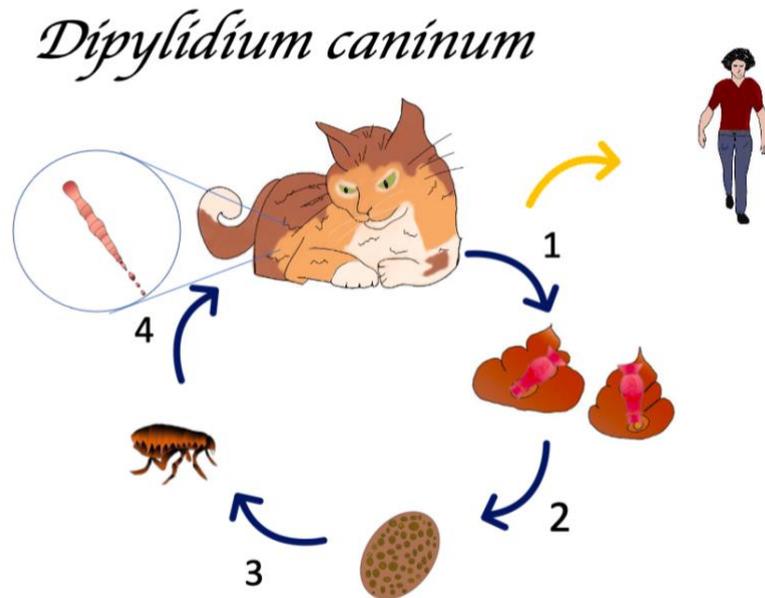


Figura 8. Ciclo biológico *Dipylidium caninum*.

Presenta un ciclo indirecto, requiere de 2 huéspedes. Cuando el parásito alcanza la madurez, a las 2-3 semanas, los proglótidos abandonan el cuerpo del gato por las heces o arrastrándose a través del ano (1). Una vez en el exterior, los segmentos se desintegran y liberan los huevos en el medio ambiente (2), que son ingeridos por las larvas de pulga una vez dentro de ella eclosionan, atraviesan la pared intestinal y se desarrollan en cisticercoide (3) la pulga ya adulta es ingerida durante el aseo del pelaje Una vez en el estómago del felino, la pulga se descompone y libera el cisticercoide, el cual se engancha en el revestimiento del intestino delgado del animal (4). Ocasionalmente se puede encontrar en niños.

c. Signos Clínicos

Es común que los gatos parasitados no presenten sintomatología, el signo más visible es la eliminación de proglótidos en heces, cuando se presentan son pérdida de peso, aumento de apetito, diarrea, pelaje opaco, anemia debilidad, arrastrar, lamer o morder el ano (salud gatuna , 2020).

d. Diagnóstico

Su diagnóstico no es fácil ya que no se visualizan los huevos en las heces pero de forma intermitente pueden aparecer proglótidos o fragmentos del parásito. Se considera la terapéutica como útil desde el punto de vista diagnóstico.

Taenia taeniaeformis

Se localiza en el intestino delgado de los gatos y puede llegar a medir hasta 70cm de largo. Posee un escólex grande y un rostelo armado con ganchos. Su estadio larvario (*Strobilocercus fasciolaris*) se encuentra en ratones y ratas que son sus principales huéspedes intermediarios.

a. Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Platyhelminthes

Clase: Cestoda

Orden: Cyclophyllidea

Familia: Taeniidae

Género: *Taenia*

Especie: *T. taeniaeformis*

b. Ciclo biológico

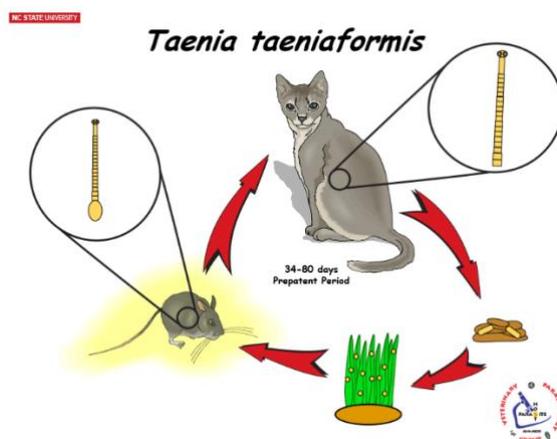


Figura 9. Ciclo biológico de *Taenia taeniformis* (NC State University)

Presenta un ciclo indirecto. Los proglótidos abandonan el intestino del gato junto con las heces. En el exterior se desintegran liberando los huevos al ambiente. Estos son ingeridos por roedores donde se desarrolla, en el exterior del hígado, el estadio larvario conocido como *Strobilocercus fasciolaris*. Cuando el gato ingiere al roedor, el escólex se une a la pared del intestino. Tiene un periodo prepatente de 6 semanas.

c. Signos clínicos

El cestodo es muy poco patogénico, por lo que no es posible observar signos clínicos (Taylor *et al.*, 2016).

d. Diagnóstico

Su diagnóstico no es fácil ya que no se visualizan los huevos en las heces pero de forma intermitente pueden aparecer proglótidos o fragmentos del parásito.

2.3. Papel de las parasitosis en gatos en la Salud Pública

Existen más de 144 patógenos humanos y aproximadamente el 58% son zoonóticos (OIE, 2010). Se estima que el 24% de la población mundial que representa 1500 millones de personas están infectada por helmintos (OMS, 2020). En el caso de *Giardia intestinalis* se estima que esta presente en 200.000.000 de individuos infectados (AMSE, 2012).

En México 80 % de las enfermedades gastrointestinales están asociadas a un parásito (SS, comunicado del 14 de abril 2017). Según datos del INEGI 2016 el 57 % de la población mexicana tiene una mascota, de los cuales 15 por ciento tienen por lo menos un gato por lo que se estiman 10.5 millones de hogares con gatos como mascota. Este aproximado no considera los gatos que no tienen propietario.

La estrecha relación que tienen los gatos con los humanos aumenta las posibilidades de presentar una enfermedad zoonótica y las consecuencias de las zoonosis son diversas (OPS, 2015). Ejemplos de enfermedades zoonóticas que pueden ser transmitidas por el gato son la toxocariosis y la giardiosis. La toxocariosis es una enfermedad producida por el parásito *Toxocara* y es una zoonosis ampliamente distribuida y puede presentarse en la forma de larva migrante visceral o de

presentación visceral y produce en los humanos fiebre, hepato y esplenomegalia, obstrucción bronquial, además en la presentación ocular disminuye a la agudeza visual. (Dabanch, 2003). La giardiosis que es provocada por *Giardia intestinalis*, produce en los gatos y en los humanos diarrea aguda y crónica, malabsorción de alimentos (Thompson, 2008).

III. HIPÓTESIS

La frecuencia de gatos parasitados será superior al 50%.

IV. JUSTIFICACIÓN

Las parasitosis intestinales tienen una distribución mundial y constituyen un problema de salud pública; guardan relación con la efectividad de los sistemas de salud; además de sus repercusiones en las diarreas y mal nutrición acentúan enfermedades de fondo como es el caso del VIF. Varios de los parásitos de los gatos son zoonóticos, por lo que estos animales domésticos pueden ser fuentes de la infección además de afectar la calidad de vida y salud de estos. En el caso de los gatos los estudios son escasos aun cuando se ha sugerido que son fuentes importantes de contagio. El conocer la frecuencia y las parasitosis presentes en gatos del municipio de Querétaro es de gran importancia para prevenir zoonosis e implementar programas adecuados de desparasitación además de orientar políticas en materia de salud pública.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

- Determinar la frecuencia y géneros de parásitos intestinales en gatos del municipio de Querétaro.

5.2 Objetivos específicos

- Determinar la frecuencia de parasitosis intestinales en gatos del municipio de Querétaro a partir de muestras de heces.
- Determinar los géneros de parásitos encontrados.

VI. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 Obtención de muestras

Para obtener el número de muestra, esta se calculó a partir de una proporción esperada del 35%, con un margen de error del 7% y un nivel de confianza del 95%, lo que indicó una muestra mínima de 179 individuos. Para el estudio se analizaron 180 muestras fecales de gatos provenientes de diferentes ambientes; con propietario (animal cuya crianza se desarrolla con personas en un hogar) y sin propietario (animales que se encuentran en condición de calle).

Las muestras de los animales con propietario se obtuvieron directamente del arenero, mientras que las muestras de los gatos sin dueño fueron proporcionadas por personal de la Unidad de Control Animal Municipal (UCAM) del municipio de Querétaro posterior a la eutanasia del animal. Los gatos eutanasiados fueron sedados con tilemine-zolazepan y sacrificados con una inyección intracardiaca letal de barbituratos, de acuerdo a la norma NOM-033-200-1995 publicada en el Diario Oficial (1995). Ambos tipos de muestra fueron depositados en bolsas de plástico herméticas identificadas (nombre del gato, origen, sexo y edad) y mantenidas a una temperatura de 4°C para posteriormente transportarse al laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Naturales de la Universidad Autónoma de Querétaro para su análisis.

6.2 Técnicas coproparasitoscópicas

Las muestras fecales fueron analizadas mediante la técnica de flotación con sulfato de Zinc (Dryden., 2005) para confirmar la presencia o ausencia de parásitos.

6.3 Técnica de flotación

Se colocaron 2 gr de materia fecal en un colador para proceder a mezclar con agua destilada, la mezcla filtrada se vertió en un tubo de 15

ml hasta alcanzar los 10ml. Se centrifugó a 1500 rpm por un lapso de 5 min y se decantó el líquido sobrenadante para volver a completar con agua destilada la medida anterior, se agitó hasta volver a homogenizar la mezcla y se centrifugó nuevamente, Este procedimiento se repitió al menos tres veces hasta que el líquido sobrenadante estuvo limpio, se decantó nuevamente el líquido sobrenadante reemplazándolo con solución de sulfato de zinc a la misma medida, se mezcló el sedimento y la solución con sulfato de zinc hasta homogenizar la muestra para posteriormente centrifugarla a 1000 rpm por 1 min. Hecho esto se colocaron en una rejilla el tubo de ensayo de forma vertical con la menor manipulación posible, con una pipeta se tomó una gota de la superficie de la muestra y se colocó en una laminilla con una gota de lugól para posteriormente poner un cubreobjetos y analizarla en el microscopio. (Cruz, 2013)

Los resultados fueron analizados en SPSS para determinar frecuencias y posibles asociaciones por Chi ²

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De un total de 180 muestras analizadas el 51.1 % (92) provenían de gatos domésticos y 48.9% (88) de gatos sin propietario; el 42.7% (77) correspondieron a machos, 57.3% (103) a hembras, en la clasificación por edad 63.3% (114) fueron > 6 meses (adultos) y 36.7% (66) < 6 meses (jóvenes). El 67.7% (122) de las muestras de heces presentaron consistencia firme y en el 32.2% (59) presentaron consistencia pastosa.

Estas muestras fueron clasificadas en 2 grupos para su análisis en gatos domésticos y sin propietario. De las 92 muestras obtenidas de gatos domésticos, 51 (55.4%) fueron hembras, el 44.6% (41) fueron machos; asimismo, el 69.5% (64) eran adultos y el 30.4% (28) jóvenes. De acuerdo con el tipo de consistencia de las heces obtenidas el 72.8% (67) presentaron heces firmes y 27.2% (25) pastosas.

De las 88 muestras obtenidas de gatos sin propietario el 59.0% (52) fueron hembras y el 41.0% (36) fueron machos, de los cuales el 56.8% (50) correspondió a gatos adultos y el 43.1% (38) a jóvenes. El 62.5% (55) de acuerdo con el tipo de consistencia de las heces presentaron consistencia firme de las heces y 37.5% (33) consistencia pastosa.

Se obtuvo una frecuencia general para la presencia de huevos u oocistos del 89.4%; es decir, la mayoría de los gatos en el estudio presentaron por lo menos un género de parásito intestinal.

Las parasitosis encontradas se clasificaron en simples para las que presentaban un género de parásito y múltiples para aquellas que tenían la presencia de 2 o más. Se observó que el 85% (153) de las muestras presentaron una parasitosis múltiple. En el Cuadro 1 se muestra la frecuencia y porcentaje según el tipo de parasitosis tanto en el grupo de gatos domésticos como en el grupo sin propietario.

Cuadro 1. Número de gatos y porcentaje con parasitosis únicas y múltiples por edad

| Origen de los gatos | Edad | Múltiple | Única |
|------------------------------|--------------|------------|----------|
| Domésticos 92 | Jóvenes (28) | 78.5% (22) | 3.5% (1) |
| | Adultos (64) | 85.9% (55) | 3.1% (2) |
| Sin propietario 88 | Jóvenes (38) | 84.2% (32) | 2.6% (1) |
| | Adultos (50) | 88.0% (44) | 6.0% (3) |

Las frecuencias determinadas por género de parásito fueron: *Giardia intestinalis* 26.1% (47), *Ancylostoma tubaeforme* 2% (4), *Tenia taeniformis* 1% (2), *Toxascaris leonina* 1.6% (3), *Dipylidium caninum* 2% (4), *Toxocara cati* 3.8% (7), *Strongyloides tumefaciens* 2% (4), *Cystoisospora* spp. 83.8% (151). En el cuadro 2 se puede observar el número y frecuencia de animales parasitados con cada uno de los géneros dependiendo del origen de los animales.

Cuadro 2. Frecuencia de parásitos intestinales por género y origen.

| Género de Parásito | Origen | |
|-----------------------------|-----------------|-----------------|
| | Con propietario | Sin propietario |
| <i>Giardia</i> | 32.6% (29) | 19.3% (16) |
| <i>Ancylostoma</i> | 4.0% (4) | 0 |
| <i>Tenia</i> | 2.0% (2) | 0 |
| <i>Toxascaris</i> | 2.0% (2) | 1 % (1) |
| <i>Dipylidium</i> | 1% (1) | 3.0% (3) |
| <i>Toxocara</i> | 5.4% (5.) | 2.0% (2) |
| <i>Strongyloides</i> | 2.0% (2) | 2.0% (2) |
| <i>Cystoisospora</i> | 64.1% (59) | 69% (61) |

Como se puede observar en el cuadro 2 las prevalencias observadas tanto en cestodos como nematodos fueron relativamente bajas, estas prevalencias coinciden con las reportadas por Cantó et al., (2013) en estudio realizado con base necropsias, donde se obtuvieron prevalencias del para *Ancylostoma* del 2%, para *Toxocara* del 3% y para *Toxascaris* del 1%. En relación a *Dipylidium caninum* (36% contra 1%) son mucho menores en este estudio debido a la ausencia de huevos en heces.

Se ha determinado que la consistencia de las heces es un buen indicador de la presencia de parásitos gastrointestinales (Itoh, 2001). En el presente estudio se observó que de las 180 muestras obtenidas 58 presentaron una consistencia pastosa (32.2%), mientras que 122 tuvieron una consistencia firme (67.8%). Se determinó que no existieron diferencias estadísticas entre la consistencia de las heces y la edad de los gatos, el origen de los animales y el origen y edad de los animales ($P>0.05$).

Veyna (2018), señala que la presencia de *Giardia intestinalis* está relacionada con la consistencia de las heces, en su estudio pudo determinar una diferencia estadística en la presencia del protozoo de $P=0.006$ entre heces firmes y pastosas. En este estudio se determinó la frecuencia de *Giardia* en relación a la consistencia de las heces, obteniendo una $P<0.05$ (Cuadro 3), estos resultados concuerdan con lo observado por Godínez en el 2019. Asimismo al realizar la prueba de Razón de Momios, se determinó que los animales que presentan heces pastosas tienen 2.95 veces, mayor probabilidad de tener el parásito.

Cuadro 3. Frecuencia de *Giardia intestinalis* en relación a la consistencia de las heces.

| | | Positivo | Negativo | Frecuencia | Valor de P | RM |
|----------------------------------|---------|----------|----------|------------|------------|------|
| Consistencia de las heces | Pastosa | 23 | 35 | 39% | 0.001 | 2.95 |
| | Firme | 22 | 100 | 18% | | |

La prevalencia de *Giardia intestinalis* en el presente estudio fue del 25% (Cuadro1), siendo similar a la reportada en perros por Godínez (2019). En nuestro país no existen estudios que indiquen la prevalencia de *Giardia* en gatos. Estudios realizados en diferentes partes mundo informan de prevalencias del 1% al 13% en los EE. UU. (Vasilopulos, 2007), en Japón del 43% (Ito, 2006), en Irán del 11% (Khademvatan, 2014) y del 21% en el Reino Unido (Paris et al., 2014). *Giardia intestinalis* es un parásito zoonótico, afecta una gran variedad de especies incluido el gato, el hecho de que pueda infectar a humanos dependerá del genotipo presente. Los genotipos más comunes en gatos son el A y el F, siendo solo el A el de tipo zoonótico. Estudios preliminares en gatos en nuestro laboratorio, indican que solo el Genotipo A, está presente en México, lo que concuerda a lo observado en los EE.UU. (Vasilopolus, 2007) e Italia (Procesi, 2021).

Al realizar el análisis estadístico de χ^2 , se observó que no existieron diferencias significativas entre las prevalencias observadas de machos contra hembras ($P>0.05$); asimismo tampoco se observaron diferencias al comparar las prevalencias entre gatos jóvenes y adultos ($P>0.05$); sin embargo, al comparar las prevalencias de *Giardia* entre animales de casa contra animales sin dueño, se determinó una $P<0.05$ (Cuadro 4). Estos resultados indican que existe una mayor probabilidad de que los gatos de casa presenten con mayor frecuencia al protozoario que los gatos sin dueño. Podríamos hipotetizar que en nuestro país no existe la costumbre de que los gatos permanezcan dentro de los hogares, por lo que siempre se encuentran deambulando en las calles, otra posible explicación podría ser, el estrecho contacto que existe entre humanos y gatos de casa, lo que podría producir infecciones cruzadas, por otra parte, es común que las propietarios de gatos tengan más de un ejemplar en sus casas, lo que implica un estrecho contacto entre los animales que podría facilitar la infección entre ellos. Sin importar la razón, es clara la importancia que podrían tener los gatos de casa en la transmisión zoonótica de la enfermedad.

En relación a *Isospora*, es importante mencionar que el nombre del género fue cambiado a *Cystoisospora* (Dubey, 1977). Las especies del protozooario que afectan a gatos son *C. felis* y *C. rivolta*. Este es un protozooario muy común de los gatos. Se han observado prevalencias del 23% en Mississippi, EE. UU. (Loftin et al., 2009), 58% en Lisboa, Portugal (Waap et al., 2014), 33% en Alemania del norte (Barutzki & Schaper, 2013), 47% en Kenia (Nyambura et al., 2017). La prevalencia observada en el presente estudio fue para gatos de casa del 64.1%, mientras que para gatos sin dueño fue del 69%. Ambos resultados son similares a lo observado en otros países. El análisis estadístico mostró que no existieron diferencias al comparar la prevalencia en relación al sexo, edad u origen ($P>0.05$) de los animales.

Solo se determinó la presencia de dos protozoarios *Giardia* y *Cystoisospora*, destacando la ausencia de *Toxoplasma gondii* y *Cryptosporidium parvum*, lo que podría ser resultado de la baja sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas empleadas.

Toxocara cati ha sido mencionado como un posible e importante agente causal de la toxocariasis ocular en humanos (Fisher, 2003; Zibaei et al., 2014); así como de la toxocariasis del sistema nervioso (Meliou et al., 2020)

De acuerdo con el tipo de parasitosis de las muestras totales, se observó que las parasitosis múltiples fueron las de mayor frecuencia, observando un 85%, mientras que solo un 4% presentó infecciones únicas. Esto coincide con otros trabajos que han reportado que la mayoría de infecciones intestinales en gatos son únicas (Cantó et al., 2013), además de que como menciona Engvaek (1984), los gatos podrían tener un mayor nivel de resistencia en contra de las infecciones parasitarias mixtas.

Cuadro 4. Comparación de la presencia de *Giardia intestinalis* con relación a la edad, sexo y origen.

| | | Positivo | Negativo | Frecuencia (%) | Valor de P |
|---------------|-----------------|----------|----------|----------------|------------|
| Edad | < a 6 meses | 19 | 47 | 28 | 0.37 |
| | > a 6 meses | 26 | 88 | 22 | |
| Sexo | Machos | 18 | 59 | 23 | 0.66 |
| | Hembras | 27 | 76 | 26 | |
| Origen | Con Propietario | 30 | 62 | 32 | 0.01 |
| | Sin Propietario | 15 | 73 | 17 | |

VIII. CONCLUSIÓN

Se pudo determinar que la mayoría de los gatos del estudio, presentaron al menos un género de parásito intestinal y que el origen, con dueño o sin dueño, no fue de importancia.

Las prevalencias determinadas en el presente estudio fueron: *Isospora* spp 66.6%, *Giardia intestinalis* 26.1%, *Ancylostoma tubaeforme* 2.0%, *Toxascaris leonina* 1.6%, *Toxocara cati* 3.8%, *Strongiloides tumefaciens* 2.0%, *Taenia taeniformis* 1.0%, *Dipylidium caninum* 2.0%.

Se determinó la presencia y frecuencia de los parásitos zoonóticos *Giardia intestinalis* y *Toxocara cati*.

IX. LITERATURA CITADA

- Adam, G.. (2001). Biology of the Giardia lamblia. *Clin. Microbiolo.* , Rev 14:447-450.
- Alcaraz, L. (2018). Giardia y giardiosis. Servicio de microbiología. hospital universitario Doctor Peset Alexandre. Valencia .
- Ali, H. (2003). Giadia intestinalis. . *Cur. Opin. Infect. Dis.*, 16:453-60.
- AMSE. (2012). *Giardiasis epidemiología y situación mundial*. sanidad exterior.
- Ayala, D. R. (2012). Parasitismo intestinal por Dipylidium caninum. *Rev Cub Med Mil*, vol. 41 no.2.
- Barriga. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en America latina* . Germinal.
- Barros, L. A.. (2014). incidencia de párasitos gastrointestinales en gatos de la ciudad de Guayaquil. Guayaquil: tesis de grado.
- Barwick, L. B. (2000). vigilancia de brotes de enfermedades transmitidos por el agua 1997-1998. *49(SS-4):1-36*. Estados Unidos: CDC .
- Barutzki, D., & Schaper, R. (2013). Age-Dependant Prevalence of Endoparasites in Young Dogs and Cats up to One Year of Age. *Parasitol Res.* 112(1): 119–131.
- Berenguer, M. (2007). *Manual de parasitología* . España: publicacions 1 edicions de la universitat de Barcelona .
- Boreham, L. B. (2000). Vigilancia de brotes de enfermedades transmitidas por el agua . *Morb Mortal wkly Rep CDC Survaill Summ.*, 49(SS-4): 1-36.
- Bowman, J. (2003). *Parásitología: Diagnósticos en Perros y Gatos* . The Gloyd Group.
- Buitrago, J. & Pardo, M.. (2005). *Parasitología veterinaria 1*. Managua: Universida Nacional Agraria,.
- Cacció, S. (2010). Giardia duodenalis: Genetic Recombination and its implications for Taxonomi and Molecular Epidemiology . *Exp. Parasitol.*, 124: 107-112.
- CFSPH. (2005). Toxocariasis, larva migrans visceral, larva migrans oculae, granulomatosis parasitaria, retinitis toxocare. *The Center for Food Security and Public Health*, 1-7.
- Cantó G.J, Guerrero, R.I., Olvera, A.M., Milián, F., Mosqueda, J.J., Aguilar, G. (2013) Prevalence of fleas and gastrointestinal parasites in free-roaming cats in central México. [PIOS ONE10.1371/journal.pone.0060744](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0060744).

Cruz. (2013). Prevalencia y genotipificación de *Giardia intestinalis* en becerros menores a tres meses de edad de la cuenca lechera de Tizayuca. *Tesis de licenciatura UNAM*.

Dabanch. (2003). Zoonosis. *Rev. Chil. Parasit.*, 20:1.

De Paula, B. G. (2017). The main bacterial and parasitic enteric pathogens with zoonotic potential in domestic cats/ principais patógenos entericos de origem bacteriana e parasitaria de potencial zoonótico . *veterinaria e Zootecnia* , 24(3), 453-468.

Diaz Carbonell, F. (2010). *Giardia duodenalis*: Genetic Recombination and its implications for Taxonomy and Molecular Epidemiology. *Exp. Parasitol.*, 124. 107-112.

Domenech. (2007). *Parasitofauna del gato doméstico Felis catus en el municipio de Murcia* . Murcia: Tesis Doctoral, Universidad de Murcia.

Dryden M. P. R. (2005). Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery parasite eggs and oocysts. *PubMed*, 15-28.

Dubey, J. P.. (1993). Intestinal protozoa infections. *vet Clin North Am Small Anim Pract* , 23:37-55.

Dubey, P. (1977). Taxonomy of *Sarcocystis* and other coccidia of cats and dogs. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 170: 778-782.

Edwards. (1999). *The ultimate encyclopedia of cats, Cat Breeds and Cat Care*. USA: Lorenz Books.

Encalada-Mena, M., Vargas-Magaña, J.L. & Duarte-Ubaldo, M. (2019). control parasitario en perros y gatos: conocimiento sobre las principales enfermedades parasitarias en el sureste mexicano . *Rev Inv Perú* , 30(4): 16678-1690.

Engbaek, K., Madsen, H., Larsen, S. (1984). A survey of helminths in stray cats from Copenhagen with ecological aspects. *Z Parasitenkd* 70: 87-94.

ESCCAP. (2013). *Control de Protozoarios intestinales en Perros y Gatos*. España: número 6 primera edición .

Farga, J. (2018). *Isospora belli* . servicio de Microbiología Hospital clínico Universitario de Valencia.: Control de calidad SEIMC.

Faust, R. J. (1974). *parasitología Clínica*. México: Salvat Editores.

Fisher, M. (2003). *Toxocara cati*: an underestimated zoonotic agent. *Trends Parasitol.* 19: 167-170.

Gallegos, L. (2012). Determinación de Prevalencia de Parásitos intestinales y Externos en Gatos Domésticos (*Felis catus*) en determinadas zonas de Ecuador . Ecuador: tesis.

- García-Galan. (2017). Parásitos en heces de Murcia . *An. Vet* , 33:7-19.
- gemfe. (2020). *Toxoplasmosis en gatos y humanos*. Obtenido de avepa.org: <https://www.avepa.org/articulos/Toxoplasmosis.html>
- Godínez-Galaz, E., Veyna-Salazar, N., Olvera-Ramírez, A., Milián-Suazo, F., Perea-Razo, C., Bernal-Reynaga, R., Cantó-Alarcón, G. (2019). Prevalence and Zoonotic Potential of *Giardia intestinalis* in Dogs of the Central Region of Mexico. *Animals*, 9(6): 325.
- Gruffydd-Jones, J.. (2013). The Gadiasis in cats guidelines were. *J. Feline Med. Surg.*, 15: 650-652.
- Hay-Parker, B. (2020). parasitosis en gatos y factibilidad de tratamientos . *vanguardia veterinaria*.
- Heyworth, M. (2016). *Giardia duodenalis* genetic assemblages and hosts. *Parasite*. 23: 13
- Hill, L. & Cheney, G. (2000). Prevalence of enteric zoonotic organisms in cats . *Med Assoc*, Mar 1;216(5):687-92.
- Ibarra, H. P. (2016). Parasitosis y Síndrome de intestino irritable . *Rev. chil. infectol.* , vol. 33 n 3 .
- Itoh, N., Muraoka, n., Aoki, M., Itagaki, t. (2001). Prevalence of *Giardia lamblia* Infection in Household Dogs. *JJID*. 75(8):671-7
- Khademvatan, S., Abdizadeh, R., Rahim, F., Hashemitabar, M., Tavalla, M. (2014). Stray Cats Gastrointestinal Parasites and its Association with Public Health in Ahvaz City, South Western of Iran. *Jundishapur J Microbiol*. 7(7).
- Levine, N. H. (1987). Experimental human infections with *Giardia Lamblia*. *infect. Dis* , 974-985.
- Loftin, C. M., Donnett, V. B., Schneider, L. G. & Varela, A. S. (2019). Prevalence of endoparasites in northern Mississippi shelter cats. *Vet Parasitol Reg Study Reports*. Epub, July 24.
- Lopez, & Paredes, A. (2006). parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago de Chile . *Rev Méd Chile*, 134: 193-200.
- Macpherson, T. (2013). *Dogs and cestode zoonoses*. Oxon Uk: CABI.
- Maggie, M. (2007). *Fundamentos de parasitología en animales de compañía* . Buenos Aires : inter Médica.
- Marin, P. L. (2000). Absceso hepático amebiano. revisión de 100 años de esta patología. *Acta Med Colomb*, 25: 218-26.
- Martínez-Barbosa, L., González, R. & Quiroz, H. (1997). Frecuencia de hallazgo de huevos de *Toxocara cati* en gatos domésticos de Ciudad de México y el estado de México . *Bol. chil. parasitol*, 52(1/2): 12-7 ene-jun.

- Martínez-Barrios, G. (2014). *Seroprevalencia de Toxocara spp. en niños de Chalco Estado de México*. México: tesis de licenciatura UAEM.
- Mehlhorn, W. R. (1992). *Atlas de Parasitología Veterinaria*. España: GRASS.
- Meliou, M., Mavridis, I. N., Pirgelis, E. S., Agapiou, E. (2020) Toxocariasis in the nervous system. *acta parasitol.* 65: 291-299.
- Miró. (2014). Recomendaciones para el control de las parasitosis intestinales en gatos . *Portal veterinaria* .
- Monis, C. T. (2009). Variation in Giardia: towards a taxonomic revision of the genus. *Trend parasitol*, 25(2):93-100.
- Nash, M. (1992). identification and characterization of Giardia Lamblia group specific gene. *Exp parasitol*, 75 (4):369-72.
- Núñez-Fernández. (2004). *Estudio de factores asociados con la reinfección por Giardia lamblia en niños de círculos infantiles* . la Habana: tesis doctoral instituto de medicina tropical "Pedro Kouri).
- Nyambura, A., Kagira, J., Muturi, S., Ngotho, M., Mutharia, L., Wangari, N. (2017). Prevalence of *Toxoplasma gondii* and Other Gastrointestinal Parasites in Domestic Cats from Households in Thika Region, Kenya. *BioMed Res Int.* 1–6.
- OIE. (2010). *Manual de formación sobre las enfermedades y la vigilancia de los animales silvestres*. Francia: World Organisation for Animal Health .
- OMS. (2020). *Helminthiasis transmitidas por el suelo*. Obtenido de OMS: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/soil-transmitted-helminth-infections>
- OPS. (2015). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y al animal (Helminthiasis)*. Washington DC: Publicación Científica y Técnica .
- Overgaauw, W. (1997). aspects of Toxocara epidemiology; Toxocariasis in dogs and cats . *Crot, Rev Microbiol.* , 23: 233-251.
- Palmero, M.. (2019). *Diarrea Crónica Frustrante en el gato: Claves en el Abordaje Diagnóstico y Tratamiento*. Obtenido de gattos.net: <https://www.gattos.net/images/Publicaciones/Marisa/ArticulosNuevos/19ADiarreaacronicafrustranteenelgatoClavesenelabordajediagnosticoytratamiento.pdf>
- Pares-Casanova, Salamanca-Carreño, & Crosby-Granados. (2018). Crecimiento del gato doméstico mediante un modelo logístico. *rev inv Perú*, 29(4), 1122-1128.
- Paris, J., Wills, S., Balzer, H., Shaw, J., Gunn-Moore, D. (2014). Enteropathogen co-infection in UK cats with diarrhoea. *BMC Vet. Res.* 13.
- Pinilla, L. V. (2008). Historia del protozoario Entamoeba histolytica . *Rev Méd Chile* , 118-124.

Ponce-Macotella, M. (2001). Determinación in vitro de la susceptibilidad a la nitazosanida de cuatro aislados de Giardia obtenidos de diferentes huéspedes. *Rv Invest Clin*, 53 (1):43-45.

Procesi, I., Carnio, A., Berrilli, F., Montalbano Di Filippo, M., Scarito, A., Amoruso, C., Barni, M., Ruffini, M., Barlozzari, G., Scarpulla, M., De Liberato, C. (2021). *Giardia duodenalis* in colony stray cats from Italy. *Zoonoses and Public Health*. 1-9.

Quiroz. (1984). *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*. México: UTEHA.

Quiroz, H. (2005). *Parasitología y enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos*. México: LIMUSA.

Rembiesa, M. & Richardson, J. (2003). Helminth Parasites of the House Cat, *Felis catus*, in Connecticut, U.S.A. *Comparative Parasitology*, 70(2), 115-119.

Rodríguez Vivas, R. I. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticado en Yucatán. *Rev Bioméd.*, 12:19-25.

Rodríguez-Saenz, Y. (2015). factores de riesgo para parasitismo intestinal en niños escolarizados de una institución educativa del municipio de Soracá-Boyaca. *Univ. Salud*, vol. 17, n.1 pp. 112-120.

salud gatuna . (2020). *Síntomas Comunes De Parásitos Intestinales En Los Gatos*. Obtenido de salud gatuna : <https://saludgatuna.com/sintomas-comunes-de-parasitos-intestinales-en-los-gatos/>

Sarvi, D. S. (2018). Zoonotic intestinal parasites of carnivores: A systematic review in Iran. *Veterinary world*, 11(1),58.

Schnider, C. (2004). vertical transmisión de *Toxocara cati* in the cat. *parasitol Res*, 92:142-6.

Scorza, L. (2004). Metronidazole for the Treatment of Feline Giardiasis. *J. Feline Med.*, 6: 157-160.

Smith, G. (2003). *Giardia and Cryptosporidium in water and wastewater*. Elsevier Science Limited, Oxford UK, 629-781.

Sommerfelt, C. R. (2008). Estudio preliminar sobre los distintos estadios de *Toxocara cati* en gatos. *Parasitol Latinoamerica*, 63: 72-75.

SS. (comunicado del 14 de abril 2017). *Niños y adultos mayores, principales afectados por parasitosis*. México: Secretaria de Salud.

Taylor, M. A., Coop, R. L. & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology*. 4th edition. Willey Blackwell, London, U.K.

Thompson, J. (2008). Giardiasis: Conceptos modernos sobre su control y tratamiento. *Ann Nestle*, 66: 23-29.

Thompson, P. H. (2008). The Public Health and Clinical Significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic Animals. *Vet J.*, 177:18-25.

Urquhart, G., Armour, J., Duncan, J. & Dunn, R. (1996). *veterinary parasitology*. En Urquhart, Armour, Duncan, & dunn. Oxford, UK: Blackwell Science.

Waap, H., Gomes, J. & Nunes, T. Parasite communities in stray populations from Lisbon, Portugal. *J. Helminthol.* 88(4); 389-395

Vasilopoulos, R., Rickard, L., Mackin, A., Pharr, G., Huston, C. (2007). Genotypic Analysis of *Giardia Duodenalis* in Domestic Cats. *J Vet Intern Vet.* 21(2): 352-5

Veyna, N. (2018). Frecuencia de *Giardia intestinalis* en perros de Querétaro. Maestría en Salud y Producción Sustentable. Universidad Autónoma de Querétaro.

Waxman, K.. (2004). Nitroimidazoles en Medicina Veterinaria. Argentina : Departamento de Farmacología. Facultad de Ciencias Veterinarias Universidad de Buenos Aires.

Yu, B. W. (2002). The two nuclei of *Giardia* each Have complete copies of the genome and are partitioned equationally at cytokines. . *Eukariotic Cell* , 1 (2):191-199.

Zibaei, M., Sadjjadi, S. M., Jahadi, S. H. (2014). *Toxocara cati* larvae in the eye of a child: a case report. *Asian Pac J of Trop Med* 4:53-55