

Universidad de Jaén
Facultad de Ciencias Experimentales

Trabajo Fin de Grado

Estudio de los elementos parasitarios presentes en heces de carnívoros domésticos en la ciudad de Jaén

Alumno: María Catalina Rus Rus

Septiembre, 2014



Universidad de Jaén
Facultad de Ciencias Experimentales

Trabajo Fin de Grado

**ESTUDIO DE LOS ELEMENTOS
PARASITARIOS PRESENTES EN
HECES DE CARNÍVOROS
DOMÉSTICOS EN LA CIUDAD DE
JAÉN**

Alumno: María Catalina Rus Rus

Una firma manuscrita en tinta azul que parece corresponder al nombre de la alumna.

Septiembre, 2014

INDICE

1. RESUMEN.....	5
2. INTRODUCCION.....	6
2.1 Parásitos más comunes en perros y gatos.....	7
2.1.1 Parásitos del perro.....	8
2.1.2 Parásitos del gato.....	9
2.1.3 Parásitos comunes a perros y gatos.....	9
2.2 Descripción de las principales especies parásitas de carnívoros domésticos.....	10
2.2.1 Protozoos.....	10
2.2.1.1 Coccidios.....	10
2.2.1.1.1 Eimeria sp.....	12
2.2.1.1.2 Cystoisospora sp.....	12
2.2.1.2 Otros protozoos de interés.....	13
2.2.1.2.1 Entamoeba sp.....	13
2.2.1.2.1 Giardia sp.....	13
2.2.2 Helmintos.....	14
2.2.2.1 Platelminetos.....	14
2.2.2.1.1 Cestodos.....	15
2.2.2.1.1.1 Familia Taeniidae.....	16
2.2.2.1.1.1.1 Taenia sp.....	16
2.2.2.1.1.1.2 Echinococcus sp.....	17
2.2.2.2 Nematodos.....	18
2.2.2.2.1 Superfamilia Ancylostomatoidea.....	20
2.2.2.2.1.1 Ancylostoma sp. y Uncinaria sp.....	22
2.2.2.2.2 Orden Ascaridida.....	23
2.2.2.2.2.1 Toxocara canis.....	23
2.2.2.2.2.2 Toxocara cati.....	24
2.2.2.2.2.3 Toxascaris leonina.....	25
2.2.2.2.3 Orden Enoplida.....	26
2.2.2.2.3.1 Trichuris sp.....	26
3. OBJETIVOS.....	27
4. MATERIAL Y METODOS.....	28
4.1 Recogida de muestras.....	29

4.2	Protocolo solución salina (NaCl) saturada al 33,1% y sacarosa al 50%...	30
4.3	Procesado de las muestras.....	31
4.4	Análisis de las muestras.....	33
4.5	Análisis de los datos.....	34
5.	RESULTADOS.....	35
6.	DISCUSION.....	44
7.	CONCLUSION.....	49
8.	AGRADECIMIENTOS.....	50
9.	REFERENCIAS.....	51

1 RESUMEN

El estudio de los elementos parasitarios presentes en las heces de carnívoros domésticos se ha llevado a cabo en la ciudad de Jaén y en Ibros. Fueron recogidas un total de 181 muestras, 45 de gatos y 136 de perros. El análisis se hizo mediante la técnica de flotación fecal en solución sobresaturada de sal al 33,1% y azúcar al 50%. La prevalencia general de parásitos fue del 42,2% en gatos y del 23,5% en perros. Los parásitos hallados en los perros fueron: *Toxocara canis* (46,9%), *Uncinaria stenocephala* (34,4%), *Trichuris vulpis* (15,6%), *Cystoisospora canis* (12,5%), *Toxascaris leonina* (12,5%), *Eimeria cati* (9,4%), *Ancylostoma caninum* (9,4%) y huevo de *Taeniidae* (6,3%). Los parásitos encontrados en gatos fueron: *Toxascaris leonina* (47,4%), *Toxocara cati* (36,8%), *Uncinaria stenocephala* (21,1%), *Cystoisospora felis* (15,8%), *Trichuris serrata* (15,8%), *Eimeria cati* (10,5%) y *Ancylostoma tubaeforme* (10,5%). Es importante la elevada presencia de *Toxocara sp.* y *Ancylostoma sp.*, pues representan un problema para la salud pública, ya que son causantes de enfermedades zoonóticas.

ABSTRACT:

The study of parasitic elements present in the feces of carnivores was carried out the city of Jaen and Ibros. . The samples were collected a total of 181 samples, 45 of cats and dogs 136. The analysis was performed by fecal flotation technique in supersaturated solution of 33.1% sodium chloride and 50% sucrose. The overall prevalence of parasites was 42.2% in cats and 23.5% in dogs. The parasites found in dogs were: *Toxocara canis* (46.9%), *Uncinaria stenocephala* (34.4%), *Trichuris vulpis* (15.6%), *Cystoisospora canis* (12.5%), *Toxascaris leonina* (12.5 %), *Eimeria cati* (9.4%), *Ancylostoma caninum* (9.4%) and *Taeniidae spp.* egg (6.3%). The parasites found in cats were: *Toxascaris leonina* (47.4%), *Toxocara cati* (36.8%), *Uncinaria stenocephala* (21.1%), *Cystoisospora felis* (15.8%), *Trichuris serrata* (15.8%), *Eimeria cati* (10.5%) and *Ancylostoma tubaeforme* (10.5%). It is important to the high presence of *Toxocara spp.* and *Ancylostoma spp.*, as they represent a public health problem because they are causing zoonotic diseases.

2 INTRODUCCION

En este trabajo abordamos el estudio de algunas especies de protozoos y metazoos parásitos de los carnívoros domésticos más comunes, perros y gatos en algunas localidades de Jaén. Estos filos son los enteropatógenos más frecuentes, sobre todo en los recién nacidos. En los últimos años las enfermedades transmitidas por nuestras mascotas están en aumento, algunas de ellas son consideradas enfermedades nuevas como la ciclosporiasis (Weissenbacher *et al.*, 1997) y otras reemergentes como es la giardiasis (Martínez-Moreno *et al.*, 2006; Gracenea *et al.*, 2009), con lo cual es importante recabar la máxima información posible sobre ellos. Las mascotas más comunes en los hogares según una encuesta realizada por el Instituto Bayer son el perro y el gato, que se convierten en animales estrella de los hogares, siendo el 60% de ellos propietarios de alguna mascota. La relación entre nuestra mascota y los humanos es beneficiosa, aunque también puede llegar a ser un riesgo para la salud del hombre ya que son fuente de enfermedades zoonóticas (Martínez-Moreno *et al.*, 2006; Deplazes *et al.*, 2011, Dalimi *et al.*, 2006). Numerosos estudios demuestran que los perros y los gatos son la principal vía de transmisión de dichas enfermedades (Soriano *et al.*, 2010; Gracenea *et al.*, 2009). Los niños pueden fácilmente verse afectados, pues en los parques a menudo la tierra donde ellos juegan puede estar contaminada por estas mascotas, pudiendo llegar a ingerir los huevos y ooquistes de los parásitos.

Hay numerosos trabajos que estudian la prevalencia de los parásitos intestinales en los carnívoros domésticos por todo el mundo, aunque es importante hacerlos a niveles geográficos menores, ya que debe haber medidas de control de enfermedades zoonóticas para evitar riesgo para la salud pública. Se incluyen dentro de los parásitos intestinales más frecuente en perros y gatos domésticos a distintos protozoos (*Cystoisospora sp.*, *Eimeria sp.*), cinco especies de nematodos (*Ancylostoma sp.*, *Uncinaria sp.*, *Toxocara sp.*, *Toxascaris sp.*, *Trichuris sp.*) y a tres especies de cestodos: *Dipylidium sp.*, *Taenia sp.*, *Echinococcus sp.* (Xhaxhui. *et al.*, 2011, Yagoob *et al.*, 2011, Dalimi *et al.*, 2006, Rep, 1975) y con una representación menor *Strongyloides stercoralis* y *Spirocerca lupi*. Estos parásitos pueden causar en

los animales anorexia, anemia y diarrea sobre todo en los más jóvenes, viejos e inmunodeprimidos, haciéndolos vulnerables a enfermedades infecciosas (Neves *et al.*, 2014). Especies como *Trichuris sp.*, *Ancylostoma sp.*, y *Uncinaria sp.*, pueden afectar de forma muy negativa el estado físico de los perros, llegando en ocasiones a provocarle la muerte (Bajer *et al.*, 2011). Además, tengo constancia de que una niña fue diagnosticada con “Quiste Hidatídico” en mi pueblo, Ibros, lo que me llevó a querer saber más sobre las zoonosis causadas por los parásitos intestinales de los carnívoros domésticos que más abundan en nuestros hogares. El quiste estaba alojado en el hígado y fue infestada por huevos de *Echinococcus granulosus* provenientes de un perro que tenía como mascota.

La parasitosis es una enfermedad causada por protozoos y helmintos. En la actualidad, el conocimiento y estudio de estas afecciones es cada vez más importante, ya que ha aumentado su abundancia debido a la inmigración y los viajes a países exóticos (Corominas Martínez *et al.*, 2014). Se da el parasitismo cuando un organismo de tamaño reducido (parásito) vive o se aprovecha de otro mayor (hospedador) que es perjudicado. Según la definición el parásito llega a producir daños en el hospedador (Bowman *et al.*, 2011). Nuestro trabajo está basado en la identificación de endoparásitos intestinales mediante coprología. El coprocultivo es una de las técnicas de identificación de parásitos más usadas, ya que hay una gran variedad de parásitos intestinales (Corominas Martínez *et al.*, 2014).

2.1 Parásitos más comunes en perros y gatos

Es importante saber la especificidad del parásito en cuanto a su hospedador y su localización dentro de éste para identificar la especie con el mínimo esfuerzo. Generalmente los parásitos intestinales expulsan sus huevos al exterior a través de las heces para completar su ciclo vital (Bowman *et al.*, 2011).

2.1.1 Parásitos del perro

TIPO	ESPECIE	MEDIDAS DEL HUEVO/OOQUISTE (micras)	EFERMEDEADES QUE CAUSA AL HOSPEDADOR	ENFERMEDEADES ZONÓTICAS	REF.
PROTOZOOS (coccidios)	<i>Cystoisospora canis</i>	36-44 por 29-36	Coccidiosis intestinal canina		Mitchell <i>et al.</i> , 2007
	<i>Cystoisospora ohioensis</i>		Coccidiosis		Charles <i>et al.</i> , 2007
	<i>Cryptosporidium canis</i>			Criptosporidiosis (diarrea acuosa aguda)	Mac Kenzie <i>et al.</i> , 1994
	<i>Neospora caninum</i>		Neosporosis	No se ha reportado infección por <i>Neospora caninum</i>	Vargas & Cortés, 2001
	<i>Hamnondia heydorni</i>		No es patógeno para el perro		Dubey & Fayer, 1976
PROTOZOOS (flagelados)	<i>Giardia canis</i>	9-13 por 7-9	Giardiosis	Si es una enfermedad zoonótica	Thompson, 2000
CESTODOS	<i>Taenia pisiformis</i> , <i>T. hydatigena</i> , <i>T. ovis</i> , <i>T. multiceps</i> , <i>T. serialis</i>	-; 38-39 por 34-35; 34 por 24-28; 29 por 37; 31-34 por 29-30	Anemia. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	Anemia. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	Bowman <i>et al.</i> , 2011 Iturbe Martínez, 2011
	<i>Echinococcus granulosus</i>	32-36 por 25-30		Hidatidosis unicular humana, sobre todo en la Región Mediterránea.	Seimenis, 2003
	<i>Echinococcus multilocularis</i>			Hidatidosis alveolar humana	Seimenis, 2003
NEMATODOS	<i>Toxocara canis</i>	85-95 por 75-90	Alteraciones viscerales en hígado y pulmón	Síndrome de larva <i>migrans</i> ocular (toxocariasis)	Redman N., 2010; Beugnet <i>et al.</i> , 2014 ;
	<i>Ancylostoma caninum</i>	55-72 por 34-45		Manifestaciones cutáneas de su presencia en el hombre. Larva <i>migrans</i> cutánea.	Taranto <i>et al.</i> , 2000; Beugnet <i>et al.</i> , 2014
	<i>Trichuris vulpis</i>	86-99 por 38-47	Dolor, distensión abdominal y diarrea		Longo <i>et al.</i> 2008

2.1.2 Parásitos del gato

TIPO	ESPECIE	MEDIDAS DEL HUEVO/OOQUISTE (micras)	EFERMEDEADES QUE CAUSA AL HOSPEDADOR	ENFERMEDEADES ZONÓTICAS	REF.
PROT OZOOS	<i>Cystoisospora felis</i>	39-48 por 26-37	Coccidiosis. Diarrea con sangre cuando la enfermedad es avanzada		Petry <i>et al.</i> , 2013

	<i>Toxoplasma gondii</i>		Toxoplasmosis		Petry <i>et al.</i> , 2013
	<i>Giardia felis</i>		Giardiasis		Bowman <i>et al.</i> , 2011
CESTODOS	<i>Taenia taeniaeformis</i>		Cestodosis. Anemia. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	Anemia. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	Iturbe Martínez <i>et al.</i> , 2011
NEMATODOS	<i>Toxocara cati</i>	85-95 por 75-90		Síndrome de larva migrans ocular (toxocariasis)	Redman N., 2010; Beugnet <i>et al.</i> , 2014
	<i>Ancylostoma tubaeforme</i>			Manifestaciones cutáneas de su presencia en el hombre. Larva migrans cutánea.	Taranto <i>et al.</i> , 2000; Beugnet <i>et al.</i> , 2014
	<i>Trichuris serrata</i>		Infesta ocasionalmente a gatos		Junquera, 2013

2.1.3 Parásitos comunes a perros y gatos

TIPO	ESPECIE	MEDIDAS DEL HUEVO/O OQUISTE (micras)	EFERMEDADES QUE CAUSA AL HOSPEDADOR	ENFERMEDADES ZONÓTICAS	REF.
PROTOZOOS	<i>Entamoeba histolytica</i>	15-20	Amebiosis		Quiroz Romero, 2005
	<i>Hammondia hammondi</i>		Coccidiosis		Schares <i>et al.</i> , 2005
	<i>Cystoisospora rivolta</i>		Destrucción de las células donde se aloja		Quiroz-Romero, 2005
	<i>Eimeria cati</i>				Quiroz-Romero, 2005
CESTODOS	<i>Dipylidium caninum</i>		Anemia. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	A veces hay gusanos adultos en niños. Irritación de la mucosa, dolor, cólicos.	Iturbe Martínez <i>et al.</i> , 2011
NEMATODOS	<i>Toxascaris leonina</i>	86-97 por 75-91			Del Campillo <i>et al.</i> , 1999
	<i>Ancylostoma braziliense</i>		Enfermedad grave en perros (hemorragia, anemia, neumonía...)	Larva migrans cutánea	Junquera, 2013.
	<i>Uncinaria stenocephala</i>		Uncinariasis	Larva migrans cutánea	Junquera, 2013
	<i>Dipylidium caninum</i>			Pocos casos de esta enfermedad zoonótica	Molina <i>et al.</i> , 2003

2.2 Descripción de las principales especies parásitas de carnívoros domésticos

A continuación procedo a describir las especies parásitas más relevantes que afectan a los carnívoros domésticos (perros y gatos), muchas de las cuales tienen una especial significación sanitaria, al tratarse de especies que causan enfermedades zoonóticas.

2.2.1 Protozoos

Son organismos unicelulares de alimentación heterótrofa. El tamaño varía desde un micrómetro hasta cincuenta milímetros, su tamaño comparado con el de los helmintos es muy reducido. Pueden reproducirse de forma sexual y también asexualmente. Sólo unos pocos de los protozoos parásitos son causantes de enfermedades en los mamíferos (Del Campillo *et al.*, 1999).

2.2.1.1 Coccidios

Parasitan a mamíferos, reptiles y algunos animales marinos (Velasco Lara, 1993). Los géneros de coccidios que causan la enfermedad de la coccidiosis son *Eimeria sp.* y *Cystoisospora sp.* (Quiroz-Romero, 2005). Las enfermedades ocasionadas por coccidios intestinales afectan fundamentalmente a pacientes con alguna inmunodeficiencia (cáncer, VIH...) y malnutrición y a niños. Es importante en caso de infección del hombre por coccidios la diferenciación exacta de la especie, ya que el pronóstico y el tratamiento de la enfermedad son diferentes (Huiza *et al.*, 2004).

Están dentro del grupo de los Sporozoos. Son parásitos intracelulares que provocan la destrucción de las células donde se alojan. Se localizan en los epitelios del aparato digestivo. La forma infectante son los ooquistes que salen del cuerpo del hospedador con las heces (Tutaya *et al.*, 2006). En este grupo de protozoos el zoóto es la unidad básica de la morfogénesis, éste tiene la capacidad de invadir las células

y de migrar por los tejidos de su hospedador y es el que empieza y termina el ciclo biológico. Los ooquistes esporulados tienen en su interior las formas infectantes, los esporozoítos. Estas formas infectantes se forman tras sucesivas divisiones ocurridas en el ooquiste después de la unión de los gametos masculino y femenino. El ciclo de reproducción ocurre en el intestino delgado del anfitrión (Tutaya *et al.*, 2006; Iturbe Martínez, 2011).

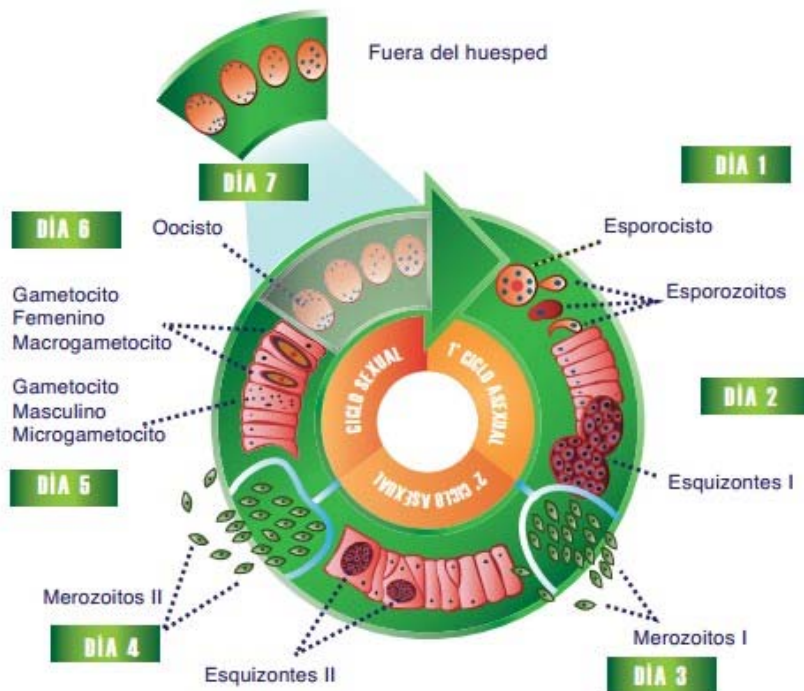


Imagen 1: Ciclo biológico general de los coccidios. Imagen tomada de: http://images.engormix.com/s_products/prod_23929_4,994.jpg

Las diferentes especies que están incluidas dentro del grupo de los coccidios presentan un ciclo de vida parecido, aunque existen diferencias según en las células del epitelio intestinal donde se localicen, en base al tamaño, estructura y maduración en heces. Están ampliamente distribuidos por todo el mundo, utilizan como vectores de transmisión los alimentos contaminados y el agua. (Pozo Pérez *et al.*, 2014).

2.2.1.1.1 *Eimeria* sp.

Este género representa el ciclo general de todos los coccidios. El ciclo biológico se divide en tres fases: Esquizogonia: tiene lugar cuando el ooquiste infectante y esporulado es ingerido por un hospedador y empieza a adquirir los diferentes estadios intracelulares con sucesivas divisiones asexuales. En esta fase cabe destacar un crecimiento exponencial de los zoítos a partir de un solo esporozoíto, destrucción de células hospedadoras. Gametogonia: es en esta fase cuando sucede la formación de células sexuales, masculina (microgameto) o femenina (macrogameto), a partir de un merozoíto creado en la fase final de la esquizogonia. La célula sexual femenina aumenta mucho su tamaño y produce la hipertrofia de la célula hospedadora, mientras que la célula sexual masculina, tras varias divisiones nucleares se convierte en una célula multinucleada. Cada núcleo se une a un microgameto biflagelado y se forma el gameto masculino. El gameto masculino fecunda al gameto femenino dando lugar al cigoto. A partir del cigoto se forma el ooquiste que se encuentra en las células de la mucosa intestinal. Esporogonia: se produce la liberación del ooquiste a causa de la rotura de la célula hospedadora. El ooquiste se elimina con las heces y después esporula si las condiciones de temperatura, oxigenación y humedad del medio son las adecuadas entre las 24-48 horas después ser eliminado (Bowman *et al.*, 2011).

Eimeria cati es la especie dentro de este género que parasita a perros y gatos domésticos. La morfología de sus huevos es ovalada con un micrópilo grande en un extremo. (Quiroz-Romero, 2005).

2.2.1.1.2 *Cystoisospora* sp.

Es el coccidio más habitual entre los perros y los gatos, *Cystoisospora canis* es específica de los perros, *Cystoisospora rivolta* parasita tanto a perros como a gatos (Quiroz-Romero, 2005) y *Cystoisospora felis* es específica de los gatos (Petry *et al.*, 2013). Las especies de este género que afectan a los perros difieren totalmente con las que infectan a los gatos. *Cystoisospora felis* tiene un ooquiste de mayor tamaño

que *Cystoisospora rivolta*. El ciclo biológico de esta especie es muy similar al anterior. Aquí el esporonte da lugar a dos esporoquistes con cuatro esporozoítos cada uno. La diferencia radica en que los esporozoítos de la *Cystoisospora* pueden enquistarse directamente en los tejidos de ratones y aves, que al ser ingeridos por perros y gatos pueden adquirir la infección. (Bowman *et al.*, 2011).

2.2.1.2 Otros protozoos de interés

Tenemos otros protozoos importantes en el campo de la medicina y la veterinaria por ser causantes de enfermedades zoonóticas, es el caso de *Entamoeba sp.* y *Giardia sp.*

2.2.1.2.1 *Entamoeba sp.*

Estos parásitos de forma ameboide, son los causantes de una enfermedad conocida como “Amebiosis” que afecta principalmente al hombre y los primates, afectando también a los perros y gatos (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Las amebas parásitas se reproducen mediante fisión binaria. Presentan dos fases en su ciclo biológico: trofozoíto y quiste. Los trofozoítos son la forma parásita activa pueden verse en las muestras fecales frescas y más fácilmente en las que tienen consistencia líquida. La mayoría de las amebas parásitas forman quistes que se hallan en las heces más consistentes. Necesita dos hospedadores para completar su ciclo biológico. Dentro del intestino grueso del hospedador vertebrado se multiplica la forma infectante (Quiroz Romero *et al.*, 2005). Después, el núcleo se divide en dos, y estos dos se vuelven a dividir, formando un quiste con cuatro núcleos que es el que sale al exterior con las heces. El contagio del siguiente hospedador surge tras ingerir agua o alimentos contaminados con el quiste o con el trofozoíto (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

El hombre es el huésped principal de *Entamoeba histolytica*, de hecho, los perros y los gatos se contagian a través de él (Quiroz-Romero, 2005).

2.2.1.2.2 *Giardia sp.*

Las especies de este género tienen forma ovoide con ocho pares de flagelos, con una ventosa en la parte central que les sirve para fijarse a la mucosa intestinal. Parasitan el intestino delgado de anfibios, reptiles, aves y mamíferos. *Giardia canis* es específica del perro y *Giardia cati* es específica del gato (Iturbe Martínez, 2011). *Giardia sp.* tiene un ciclo biológico sencillo con un trofozoíto y un quiste infeccioso. El quiste es bastante resistente a la aridez del ambiente, y al ácido gástrico del hospedador. El quiste es ingerido por el animal hospedador y en el intestino delgado se divide formando dos trofozoítos que a su vez se dividen por fisión binaria. Los trofozoítos se enquistan y salen al exterior a través de las heces para parasitar a un nuevo animal (Rodney, 1991).

2.2.2 Helmintos

Estos gusanos poseen un cuerpo blando con simetría bilateral que puede estar o no segmentado. Dentro del grupo se engloban a los Platelminetos (trematodos, cestodos y gusanos con cuerpo plano) y a los Nematodos (gusanos de cuerpo redondo) (Cruz-Reyes *et al.*, 2001). Todos son delgados y largos. Se reproducen de forma asexual, o sexual formando huevos que después dan lugar a larvas hasta llegar al estado adulto. Producen daño en los órganos internos y se alimentan de los nutrientes de su hospedador, debilitando a las mascotas. Esto disminuye su capacidad de desarrollarse, reproducirse y en algunas ocasiones la capacidad de sobrevivir (Junquera, 2013).

2.2.2.1 Platelminetos

Están menos evolucionados y carecen de estructuras corporales avanzadas. Se alimentan absorbiendo nutrientes por su cubierta externa, ya que su forma plana

hace que todas sus células estén en contacto con el agua. No poseen ninguna cubierta externa protectora. En estos vermes es común el hermafroditismo. Se dividen en cuatro clases: Turbelarios, monogéneos, trematodos y cestodos (Campbell & Reece, 2007).

2.2.2.1.1 Cestodos

Estos organismos son parásitos de vertebrados, incluido el ser humano, de ahí su importancia médica y veterinaria. Su cuerpo está formado por el escólex, que les sirve para adherirse a las paredes del intestino del hospedador, éste va seguido de numerosos segmentos llamados proglótides, en cuyo interior encontramos ambos sistemas reproductores completos, masculino y femenino. (Campbell & Reece, 2007). Los proglótides más maduros están en el extremo posterior del animal, y aumentan de tamaño a la vez que van alcanzando mayor madurez (Padilla Álvarez & Cuesta López, 2003). En el momento en el que las proglótides alcanzan la madurez sexual, y están cargadas con miles de huevos, se van separando del extremo posterior del gusano ya maduro, consiguiendo salir del cuerpo del hospedador a través de las heces. (Campbell & Reece, 2007).

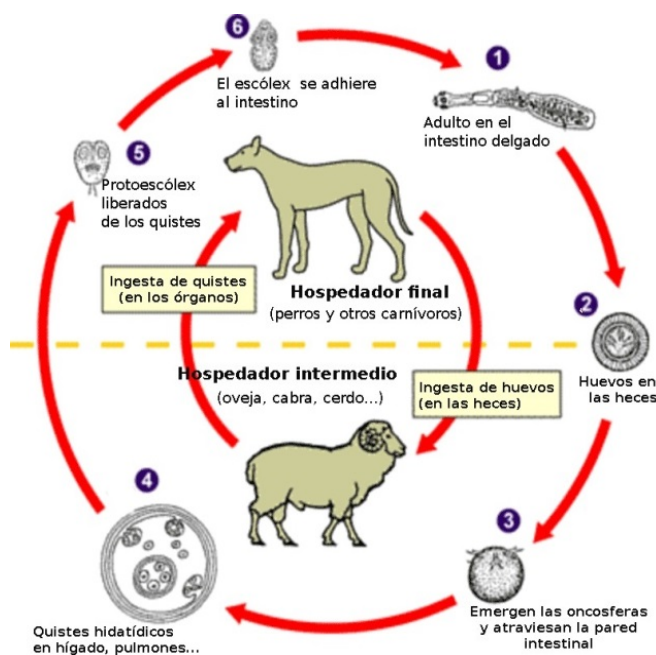


Imagen 2: ciclo biológico de un cestodo.
Imagen tomada de
<http://herramientas.educa.madrid.org/animalandia/ficha.php?id=80>

Puede ocurrir que el hospedador definitivo en el ciclo de vida de las tenias sea el hombre. Las heces humanas pueden contaminar el alimento y el agua de los hospedadores intermediarios (Padilla Álvarez & Cuesta López, 2003). Cuando se ingiere el hospedador intermediario, se digiere el quiste, el escólex se fija a la pared intestinal y se van formando las proglótides. Las tenias adultas pueden causar en el ser humano deficiencias nutricionales a causa del gran tamaño que alcanzan, llegando incluso a bloquear la cavidad intestinal (Campbell & Reece, 2007). La reproducción es mediante el hermafroditismo, se produce la fecundación mediante órganos masculinos y femeninos que se encuentran dentro de un mismo individuo (Gállego Berenguer, 2006).

2.2.2.1.1.1 Familia Taeniidae

Dentro de esta familia se incluyen dos géneros muy importantes desde el punto de vista de la medicina, *Taenia sp.* y *Echinococcus sp.* Las características morfológicas de los huevos no permiten su identificación, por su gran parecido, por lo que se requiere de estudios moleculares para su identificación (Nakao *et al.*, 2010). El cuerpo de los vermes adultos lo componen un escólex provisto de cuatro ventosas y un rostelo con una corona de ganchos. Los segmentos del cuerpo son rectangulares con poros genitales en un lateral. La diferenciación de género y especie se hace según el número y el tamaño de los ganchos, siendo necesaria la ayuda de un experto (Brigitte Loos, 2000).

2.2.2.1.1.1.1 *Taenia sp.*

Los vermes adultos de esta especie pueden medir desde diez centímetros hasta más de un metro de longitud. Las especies de este género son específicas del hospedador final. En los perros podemos encontrar a *T. pisiformis*, *T. hydatigena*, *T. ovis*, *T. serialis* y *T. multiceps*. En los gatos domésticos la especie frecuente es *T. taeniaeformis* (Bowman *et al.*, 2011). *Taenia solium* en su fase larvaria causa en los humanos la cisticercosis (Solana *et al.*, 2014).

2.2.2.1.1.1.2 *Echinococcus* sp.

Estos cestodos se caracterizan por su pequeño tamaño, de unos milímetros y cuyo cuerpo posee de cuatro a cinco segmentos. Las especies que normalmente parasitan a perros son *E. granulosus* y *E. multilocularis* (Iturbe Martínez, 2011).

Echinococcus granulosus y *E. multilocularis* son causantes de la equinococosis quística y equinococosis alveolar, respectivamente. Estas dos especies son las más importantes desde el punto de vista de médico y por su distribución cosmopolita e impacto económico a nivel mundial. (Otero-Abad & Torgerson 2013). La hidatidosis poliquística está causada por *E. vageli* y *E. oligarthus* (Solana et al., 2014). Las tasas más altas de *Echinococcus granulosus* en nuestro país las encontramos en Aragón, Navarra, Extremadura, La Rioja, Castilla La-Mancha y Castilla y León. (Carmena et al., 2008).

ETIOLOGÍA EN EL HOMBRE	ESPECIE	REFERENCIA
Hidatidosis quística	<i>Echinococcus granulosus</i>	Solana et al., 2014
Hidatidosis alveolar	<i>Echinococcus multilocularis</i>	
Hidatidosis poliquística	<i>Echinococcus vageli</i> y <i>Echinococcus oligarthus</i>	

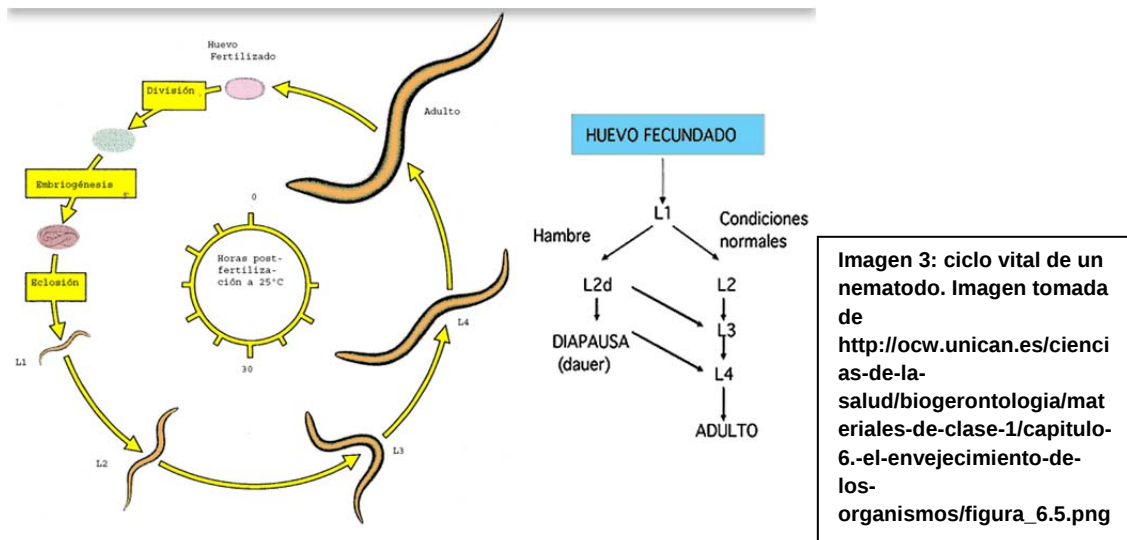
Los huevos de este género salen con las heces, contaminando el agua y el alimento del medio. Al ser ingeridos por los hospedadores intermediarios llegan al intestino, donde eclosiona la oncosfera y los embriones pasan al torrente sanguíneo. El embrión crece en vísceras y tejidos, formando una vesícula de cinco o más centímetros de diámetro, denominado Quiste hidatídico. La vesícula tiene una gruesa cutícula a partir de la cual se forman cápsulas ovígeras. Las cápsulas ovígeras forman escólices que se desprenden y quedan en el líquido del interior de las vesículas. El hospedador definitivo se infesta por ingestión de tejidos de los hospedadores intermediarios que poseen escólices. El período de prepatencia es de 6 a 7 semanas (Iturbe Martínez, 2011).

2.2.2.2 Nematodos

Estos gusanos, tienen el cuerpo redondo, son de pequeño tamaño y no están segmentados. Están recubiertos por una cutícula gruesa compuesta por tres capas. Tienen un tubo digestivo completo que en las especies parásitas está provisto de estructuras especializadas que les permiten anclarse y atravesar las paredes intestinales de su hospedador. Además, suelen tener en su cuerpo una especie de alas, que son unas extensiones aplanadas en la parte lateral de cutícula. El extremo anterior y posterior del cuerpo es aguzado, empezando por la boca y terminando por el ano (Padilla Álvarez & Cuesta López., 2003). Son pseudocelomados y su musculatura está dispuesta de forma longitudinal dividida por áreas ventrales y áreas dorsales que forman cordones laterales, esta estructura les permite el movimiento sinuoso de su cuerpo para desplazarse (Guerrero *et al.*, 1998). Además de sistema digestivo tienen sistema excretor, nervioso, reproductor y carecen de sistema de locomoción, circulatorio y respiratorio. Los nematodos son dioicos y se reproducen sexualmente. Hay diferencia en los tamaños de machos y hembras, siendo menor el tamaño del macho (Rivera Coto, 1991).

Realizan ciclos vitales de forma directa e indirecta en los que se pueden observar huevos (huevo o cigoto y adultos; huevo con dos blastómeros; huevo con numerosos blastómeros y huevo larvado), cuatro estadíos larvales, con sucesivas mudas de la cutícula que adquiere un aspecto diferente en cada estadio larvario; y la forma adulta (Guerrero *et al.*, 1998). El ciclo biológico de los nematodos se divide en cuatro etapas: adulto, pre infectante, infectante y pre adulto o juvenil; cada una con su correspondiente transición: contaminación, desarrollo, infección y maduración. (Bowman *et al.*, 2011). Hay cuatro estados juveniles entre el huevo y el adulto, habiendo entre cada estado juvenil una muda que permite el crecimiento. “J1” es el primer estado juvenil, cuyo desarrollo tiene lugar dentro del huevo y en el que se produce la primera muda. La larva sale del huevo en el segundo estado juvenil. Durante el tercer y cuarto estado juvenil (J3 y J4) la larva sigue creciendo para finalizar como adulto. Según la temperatura así será de largo el ciclo (Rivera Coto, 1991).

Muchos nematodos pueden detener su crecimiento en algún estado de su desarrollo hasta encontrar las condiciones más óptimas u otro hospedador para seguir creciendo, fenómeno que se conoce como hipobiosis, gracias a este fenómeno estos parásitos muestran una mayor resistencia frente a condiciones adversas (Guerrero *et al.*, 1998).



El periodo comprendido entre el ingreso del parásito en el animal hasta que alcanza la madurez sexual (periodo de prepatencia) varía entre las distintas especies de nematodos. Mientras que *Ancylostoma sp.* y *Uncinaria sp.* tienen un periodo de prepatencia de catorce días, *Trichuris vulpis* lo tiene de dos y medio hasta tres meses.

El huevo de los nematodos posee tres cubiertas, de fuera a adentro son la capa vitelina, capa quitinosa y capa lipídica. En algunas especies hay una cuarta capa más interna, capa proteinácea (Áscaris). Algunos huevos poseen un opérculo (Oxyurida) o dos (Trichurida) (Iturbe Martínez, 2011).

2.2.2.2.1 Superfamilia *Ancylostomatoidea*

El ciclo biológico de estos parásitos es directo. Los dos primeros estadios larvarios son de vida libre, mientras que el tercer estadio larvario corresponde a la forma infestante. La morfología de los huevos consta de una superficie lisa con una mórula dentro de forma elíptica y en su interior tienen el embrión; son huevos estrangulados, que son eliminados por las heces. La mórula de los huevos en desarrollo evoluciona a una larva de primer estadio (L1) que sale del huevo en aproximadamente dos días. En la transición del segundo al tercero estadio larvario la muda permanece en el cuerpo actuando como una vaina protectora hasta que entra al hospedador adecuado y se desprende de ella. En aproximadamente siete días las larvas se abandonan las heces y quedan unidas a la película de agua de los vegetales. La infestación por estos parásitos se produce cuando los herbívoros se alimentan de la hierba donde están adheridos. Normalmente se necesita un hospedador intermediario para el desarrollo del tercer estadio infectante, que suele estar representado por caracoles, gusanos o babosas. Éstos organismos son comidos por el hospedador definitivo que queda infestado. (Iturbe Martínez, 2011).

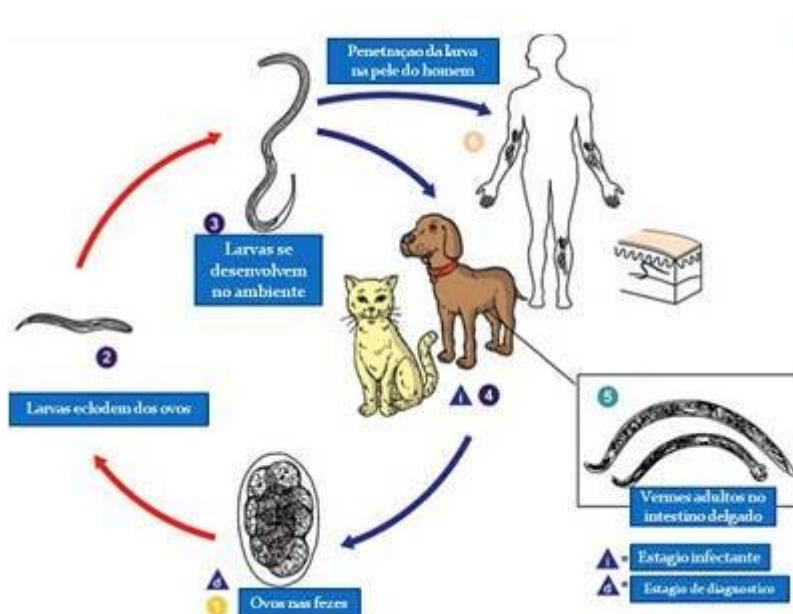


Imagen 4: ciclo de vida de la superfamilia Ancylostomatoidea. Imagen cogida de http://www.google.es/url?sa=i&rt=aj&q=&e src=s&frm=1&source=images&cd=&docid=tOqGCDVkfXDCm&tbid=zgCvZ53NysU3b M:&ved=0CAEQjxw&url=http%3A%2F%2F biolugando.blogspot.com%2F2013_04_01_archive.html&ei=yY_VU4GVLMEc0AWSpoC ICg&bvm=bv.71778758,d.d2k&psig=AFQjC NGX5FeFUPixzU9sWRFKDuBzFhRjXA&ust=1406591164260395

La enfermedad causada por estos vermes es la Ancilostomatidosis, de distribución cosmopolita que encuentra su mayor prevalencia en regiones tropicales y

subtropicales. Las larvas pueden infectar a los seres humanos a través de la piel, por ejemplo por andar con pies desnudos (*larva migrans* cutánea). Estas larvas dejan un rastro reptante de líneas rojizas que producen picores y en ocasiones pueden causar infecciones por las heridas (Junquera, 2013). Es frecuente encontrarlos en carnívoros domésticos y también en silvestres. En el perro causan anemias por las grandes pérdidas de sangre, siendo *Ancylostoma caninum* la especie más patógena. En el gato las pérdidas de sangre son más leves (Guerrikagoitia Sagarna, 2010).

ESPECIES EN ESPAÑA	HOSPEDADOR	CAPSULA BUCAL	REF.
<i>Ancylostoma caninum</i>	Perro (en España se ha visto también en gato y cánidos silvestres)	Tres más dos pares de dientes en su cápsula bucal	Bowman et al., 2011
<i>Ancylostoma tubaeforme</i>	Específico del gato	Tres más dos pares de dientes en su cápsula bucal	
<i>Uncinaria stenocephala</i>	Perro, zorro y lobo	Placas cortantes	

2.2.2.2.1.1 *Ancylostoma* sp. Y *Uncinaria* sp.

Pueden entrar al cuerpo del hospedador vía oral o vía cutánea. Una vez dentro, las larvas hacen diferentes migraciones por diferentes tejidos siguiendo la ruta linfática hasta el corazón y pulmones, donde a través de los capilares pasan a los alveolos, bronquiolos, tráquea y faringe para ser deglutidas hasta llegar al intestino, donde se desarrollan como adultos. La migración puede tardar desde dos días a siete. En los perros son capaces de transmitirse vía transmamaria a los recién, mientras que en gatos no (Iturbe Martínez, 2011).

2.2.2.2.2 Orden *Ascaridida*

Pertenecen a este orden los nematodos de mayor tamaño, llegando a alcanzar los sesenta centímetros de largo. La boca está provista de tres labios carnosos, además algunos géneros, como *Toxocara* sp. y *Toxascaris* sp. simulan tener una flecha en su parte anterior formada por dos alas cervicales laterales. Sus huevos poseen cubiertas robustas. Son los parásitos más frecuentes en los animales domésticos. (Gallego Berenguer, 2007).

En el interior del huevo de estos vermes hay una única célula que tras varios días o incluso semanas se convierte en larva infectante. El tiempo que transcurre desde el huevo con una sola célula hasta la formación final de la larva infectante depende de la especie y de la temperatura que haya en el ambiente. Los huevos son muy resistentes a los agentes externos ya que tienen una cubierta muy resistente, así, los huevos pueden permanecer en el suelo durante años en estado infestante. Los ascáridos terrestres han incorporado a lo largo de su evolución dos mudas dentro del huevo, por tanto, cuando eclosiona la larva de estos huevos es una larva de tercer estadio (L3) en lugar de segundo, como ocurre en otros nematodos. (Bowman *et al.*, 2011). El ciclo de transmisión entre perros es directo, y éstos se pueden infectar por varias vías: ingestión de huevos con larvas infectantes directamente del suelo, por ingestión de hospederos paraténicos (ratas o ratones), por vía transplacentaria o transmamaria, y los cachorros al ingerir huevos infestantes (Cruz-Reyes, 2009).

Los ascáridos adultos son vermes muy específicos para su hospedador. Hay tres especies de interés veterinario dentro de este orden. *Toxascaris leonina* es una especie parásita tanto de gatos como de perros, *Toxocara canis* es específica del perro y *Toxocara cati* es específica de los gatos. (Iturbe Martínez, 2011).

2.2.2.2.1 *Toxocara canis*

Toxocara canis es específica del perro y abunda sobre todo en cachorros. Las larvas de estos nematodos tienen la capacidad de atravesar tejidos. Cuando un huevo de esta especie eclosiona en el estómago de un perro, la larva migra hasta llegar a los capilares pulmonares, manteniéndose en la circulación, llegando hasta el corazón a través de las venas pulmonares y también al riñón o a algún otro tejido somático donde se enquistas como larva infectante latente. Hay numerosos hospedadores intermediarios paraténicos (lombrices, roedores, cerdos, ovejas, monos e incluso los humanos), que contienen larvas latentes. Cuando el hospedador intermediario sirve como alimento al perro, el perro queda infestado (Bowman *et al.*, 2011).

Los perros se infestan por ingestión de huevos con la segunda larva; ésta eclosiona en el intestino y penetra la pared intestinal. En los cachorros, las larvas pasan por vía linfática o sanguínea, a ganglios linfáticos o al hígado, continúan al corazón y pulmones, faringe hasta llegar al intestino. La muda para el tercer estado larvario es en pulmón, tráquea y esófago. En el intestino se realiza la siguiente muda, que da lugar a la cuarta larva, crece, copula y de 4 a 5 semanas después los huevos salen en las heces. Algunas larvas cuando están en el pulmón regresan al corazón por la vena pulmonar y luego son destruidas por la sangre en varios tejidos en donde permanecen en estado latente. En los perros adultos la mayoría de las larvas no llegan al intestino, sino que quedan en diferentes tejidos en estado latente. Cuando una perra adulta con larvas tisulares inicia la gestación, las larvas emigran hacia la placenta y se produce la infestación del feto. Por otra parte, si la perra no había tenido ninguna infestación y se infesta durante la gestación, las larvas emigran al feto. Los cachorros infestados por vía transplacentaria a las dos o tres semanas de nacer expulsan los huevos con las heces (Iturbe Martínez, 2011). Las larvas de *T. canis* son capaces de infestar hospederos accidentales, como por ejemplo al hombre donde tiene lugar la larva migrans visceral (Oge *et al.*, 2013).

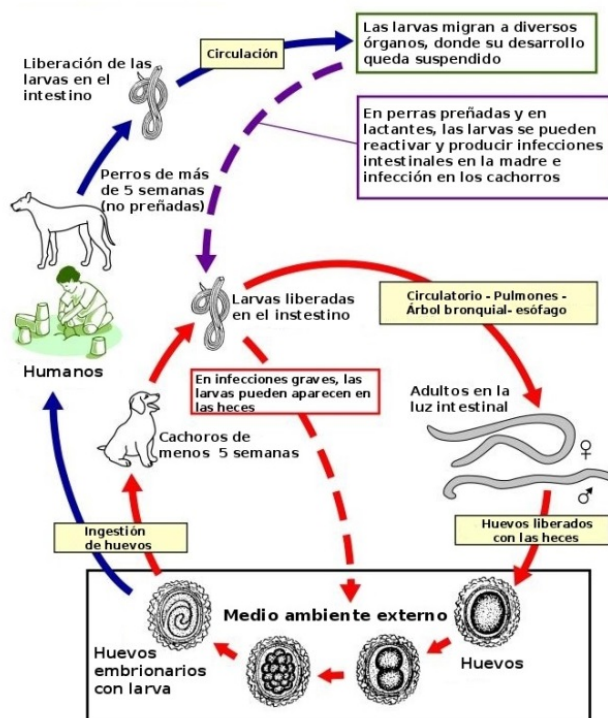


Imagen 5: ciclo biológico de *Toxocara canis*. Imagen cogida de http://herramientas.educa.madrid.org/anim alandia/imagenes/t/Toxocara_canis_001.jpg

2.2.2.2.2 *Toxocara cati*

Estos vermes alcanzan un tamaño menor que los del género *Toxocara* específicos del perro, alcanzando como máximo doce centímetros de longitud. En gatos el ciclo de *Toxocara* sp. sigue los mismos pasos que en los perros, sin embargo, la *Toxocara* sp. no se transmite a través de la placenta, sin embargo, la transmisión del parásito a través de las glándulas mamarias supone una elevada fuente de infección. Los gatos adultos son frecuentemente infectados por los hospedadores paraténicos, además, al igual que los perros, pueden quedar infectados por la ingestión de los huevos (Oge *et al.*, 2013) mediante una migración traqueal de éstos (Bowman *et al.*, 2011; Iturbe Martínez 2011).

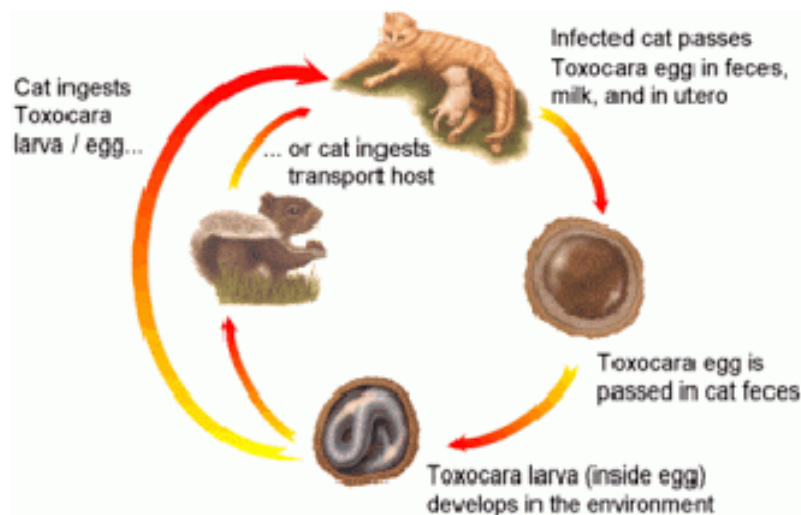


Imagen 6: ciclo biológico de *Toxocara cati*. Imagen cogida de http://4.bp.blogspot.com/y_6TxeQ_82c/Uf1PJ_cZ4oI/AAAAAAAAA6I/V9jz zZg2LEc/s320/toxocara+cati.gif

2.2.2.2.3 *Toxascaris leonina*

Toxascaris leonina utiliza como hospedador definitivo tanto a perros como a gatos, aunque es más frecuente en gatos. Es una especie cosmopolita y muestra apetencia por climas fríos. En estado adulto miden alrededor de diez centímetros de longitud (Junquera 2013).

Su ciclo biológico es rápido, mientras que *Toxocara* sp. necesita cuatro semanas para que sus huevos evolucionen al estado infectante, *Toxascaris* sp. lo hace en solo una semana. Las hembras producen huevos que expulsan por las heces. Éste

parásito necesita de hospedador intermediario, que ingiere los huevos. La larva sale del huevo y se une a la mucosa del intestino hasta que tras sucesivas mudas regresa de nuevo a la cavidad intestinal donde termina su desarrollo y se forma la larva adulta. Las larvas adultas se enquistan en los tejidos de los hospedadores intermediarios. El hospedador final, queda infectado al comerse al hospedador intermediario con las larvas que están en sus tejidos. Otra vía de infección es directamente ingiriendo los huevos infectantes (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

2.2.2.2.3 Orden Enoplida

Estos nematodos son notablemente diferentes a todos los descritos anteriormente. Una característica que los diferencia es que el ano es terminal, por lo tanto, carecen de cola. Otra diferencia importante es que la larva de primer estadio tiene un estilete llamado onquiostilo. (Bowman *et al.*, 2011).

2.2.2.2.3.1 *Trichuris sp.*

Están incluidos dentro de la Superfamilia *Trichinelloidea*. Esta superfamilia morfológicamente se caracteriza porque sus huevos son fácilmente reconocibles, ya que tienen un tapón en cada extremo. Cuando son adultos, se encuentran sólo en mamíferos. El extremo anterior es muy estrecho, sin embargo, el extremo opuesto es bastante más grueso. Los vermes adultos cuando penetran en la mucosa del intestino dejan fuera el extremo posterior (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

En esta especie los huevos que se eliminan a través de las heces. Además, los huevos no son infectantes y contienen una sola célula cuando salen del cuerpo del hospedador. Es después de un mes cuando la larva se desarrolla dentro del huevo (larva infectante de primer estadio) y su eclosión sólo tiene lugar cuando éste es

ingerido por un hospedador adecuado. No hay migración intestinal, todo el desarrollo se produce en la capa epitelial del intestino. *Trichuris vulpis* tiene un periodo de prepatencia de algo menos de noventa días (Bowman *et al.*, 2011).

3 OBJETIVOS

El objetivo principal para este Trabajo Fin de Grado fue detectar la prevalencia de parásitos intestinales en las especies de los carnívoros domésticos más comunes de la periferia de la ciudad de Jaén.

Para llevarlo a cabo hemos desglosado el objetivo principal en los siguientes objetivos:

- ~ Determinar qué especies de parásitos intestinales aparecen en las muestras fecales de perros domésticos (*Canis familiaris*) y gatos domésticos (*Felis silvestris catus*) analizadas.
- ~ Ver qué especies de las que hemos encontrado son específicas del perro, cuáles son del gato y cuáles de ellas comparten.
- ~ Determinar la prevalencia de los parásitos encontrados y ver si se asemejan con los resultados obtenidos en trabajos anteriores.
- ~ Considerar su importancia como agentes etiológicos de enfermedades de carácter zoonótico que pueden provocar los parásitos encontrados.
- ~ Comparar la abundancia de elementos parasitarios en la ciudad de Jaén con otra zona más rural.

4 MATERIAL Y MÉTODOS

Material inventariable:

· Guantes y mascarilla	· Pinzas y cucharillas
· Bolígrafo permanente y lápiz	· Bloc de notas
· Frascos herméticos	· Kit de diagnóstico fecal Ova “SKRULAB”
· Probeta	· Pipeta pasteur
· Vaso de precipitado	· Porta y cubreobjetos
· Balanza	· Cronómetro
· Cámara de fotos	· Microscopio
· Regla	· Laca de uñas
· Material didáctico	·

Material fungible:

· Formol	· Agua destilada
· Cloruro de sodio (NaCl)	· Sacarosa (C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁)
· Lejía	·

Material informático:

- Excel; Word

Para estimar la prevalencia de parásitos de carnívoros domésticos de las áreas de varias localidades de Jaén, fueron recolectadas un total de 181 muestras fecales, de las cuales 45 pertenecían a gatos y 136 pertenecían a perros.



Imagen 8: fotos tomadas a algunos de los materiales utilizados en el proceso

4.1 Recogida de muestras

Las muestras han sido recogidas de distintos puntos de la ciudad de Jaén y de un pueblo de la provincia, Ibros. Las heces de gato sólo fueron recolectadas en Jaén, mientras que las heces pertenecientes a perros provienen de ambos lugares. Fueron recogidas 181 muestras, de las cuales, 45 pertenecían a gatos y 136 a perros.

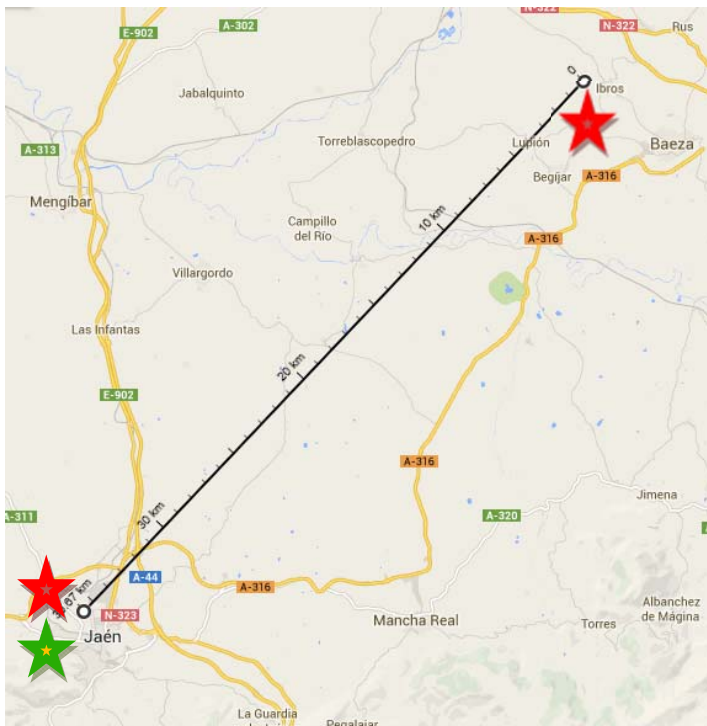


Imagen 9. En la imagen se pueden ver las dos zonas de muestreo, Jaén e Ibros. La estrella roja corresponde a las muestras de heces de perros; la estrella verde corresponde a las muestras de heces de gatos.

ref.- Google Maps

La recogida de muestras se realizó durante un periodo de tiempo de 10 meses, desde octubre de 2013 hasta julio de 2014. Las heces recogidas eran frescas, de no más de dos días en el suelo para evitar así resultados equívocos, siendo lo óptimo recogerlas en el momento de justo después de ser depositadas.

El manipulador en todo momento fue provisto de guantes para evitar infección por los posibles parásitos que pudiéramos encontrar, siendo el uso de mascarilla necesario en alguno de los casos por el olor desagradable de las deposiciones. Se utilizaron para la recogida unas pinzas o cucharillas, según fuera la consistencia de las heces. Las muestras se guardaron en frascos herméticos de cinco centímetros

de alto y 2,5 centímetros de diámetro (volumen de 60 mL). Agregamos a las muestras in situ formalina (formol al 36-40%) para fijarlas en cumplimiento de los protocolos de bioseguridad intentando evitar posibles contaminaciones. En el momento de la recogida se etiquetaban los frascos debidamente con los datos del animal (identificación del sujeto, datos del propietario, fecha, localización, etc.) con la inicial, G si se trataba de un gato y P si se trataba de un perro, seguido de una numeración. También se tomaron datos en las muestras que fue posible de edad (adulto o cachorro) y del sexo de los animales. Los frascos fueron trasladados lo antes posible al laboratorio de análisis de la Universidad de Jaén, y siempre habiendo sido fijados anteriormente, para el posterior procesado y análisis de las muestras.



Imagen 10: heces debidamente metidas en frascos herméticos con formol

Los utensilios y las manos utilizados para las tomas de las muestras requieren de un lavado perfecto, especialmente si hay que coger muestras de otros animales, evitando de esta forma la contaminación de los animales entre sí, de las muestras y de nosotros mismos.

4.2 Protocolo solución salina (NaCl) saturada al 33,1% y sacarosa al 50%:

Para el procesado de las heces hemos utilizado el método de flotación con solución salina saturada y sacarosa. El protocolo que utilizamos es una modificación del utilizado por Bennett & Hobbs (2011).

Solución salina saturada:

- 1000 ml de agua destilada
- 331 gr cloruro de sodio

Se midió un volumen de 1000 mililitros en una probeta y pesamos en la balanza con una precisión de hasta las centésimas 331 gramos de sal en un recipiente de plástico limpio y seco. Mezclamos estos dos componentes agitando vigorosamente un recipiente cerrado y aplicando a la vez un poco de calor para que la disolución fuera más rápida y eficaz. Tras el agitado dejamos reposar la mezcla hasta que precipitaran todos los cristales y volvíamos a agitar, repitiendo el proceso hasta estar seguros de que se haya disuelto en el agua toda la sal posible hasta conseguir una solución sobresaturada de cloruro de sodio. Tras este proceso quedan dos capas claramente distinguibles, por un lado tenemos el precipitado, que era la sal sobrante que no podía diluirse; y por otro lado el sobrenadante que era el agua unida por fuerzas ión-dipolo a la sal, quedando la sal perfectamente disuelta. Queda así fabricada la solución madre a partir de la cual vamos a hacer la mezcla con la sacarosa. De esta solución madre nos interesa el sobrenadante, que es la solución saturada.

Solución saturada de cloruro de sodio y sacarosa al 50%

- 500 ml de solución salina saturada
- 250 gr de sacarosa

Medimos un volumen de 500 mililitros de la suspensión homogénea de solución madre en una probeta y pesamos la mitad del volumen de sacarosa (250 gramos). Mezclamos la solución y el azúcar bien hasta la total disolución del soluto, aplicando también un poco de calor. Queda finalmente un líquido transparente sin ningún cristal en suspensión.

4.3 Procesado de las muestras

Una vez hicimos la solución para la flotación fecal procedimos a la preparación de las muestras para su posterior análisis. El fundamento del método de flotación fecal se basa en el ascenso de los parásitos intestinales por diferencia de densidad, ya que éstos tienen menor densidad que la solución saturada. Los parásitos quedan pegados al cubreobjetos por la acción de cargas eléctricas.

Técnica:

1. Separar de la muestra alrededor de 1 gramo de heces en un recipiente
2. Agregar 2 ml de solución saturada
3. Disolver muy bien las heces con una cucharita (una buena homogenización de las sustancias dará los resultados perseguidos)
4. Volver a triturar las heces con el kit de diagnóstico fecal
5. Añadir solución saturada hasta un volumen final de 15 mililitros, quedando en el borde del bote una superficie convexa hacia arriba
6. Colocar encima de cada bote un cubreobjetos de 22 centímetros cuadrados sobre el líquido sobrante y esperar de quince a veinte minutos, sin dejar nunca que sobrepase los treinta minutos, pues debido a la acción osmótica los huevos acabarían rompiéndose.
7. Retirar cuidadosamente el cubreobjetos con cuidado de que quede adherido a éste la gota más superficial. Y colocarlo sobre el portaobjetos
8. Fijar el cubreobjetos al portaobjetos con laca de uñas, ya que la solución posee una cristalización rápida, evitando así la evaporación.
9. Mirar al microscopio con el objetivo de 10X ó más aumentos según sea necesario.

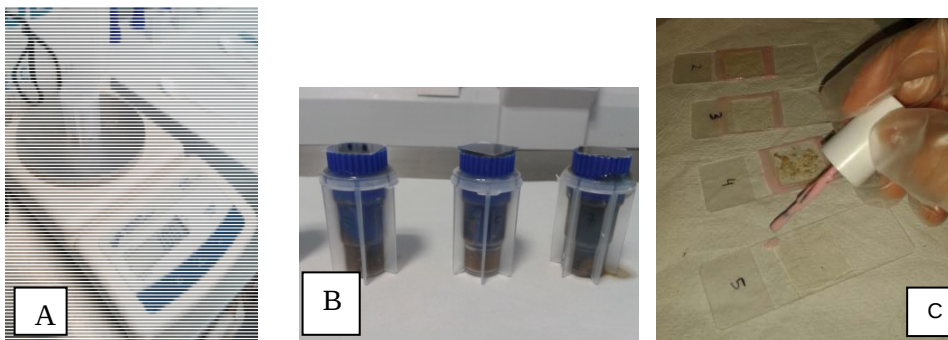


Imagen 11: En la imagen11 A se procede al pesado de 1gr de heces. Imagen 11B: mezcla de las heces con la solución saturada en el kit de diagnóstico fecal. Imagen 11C: fijación del cubreobjetos al portaobjetos para el posterior análisis.

4.4 Análisis de las muestras

Una vez tenemos listas las preparaciones nos disponemos a visualizar al microscopio óptico los posibles parásitos intestinales que pudiera haber en las heces. Hemos utilizado material gráfico para la identificación de los huevos, fundamentalmente dos libros (Bowman *et al.*, 2011 y Cordero del Campillo, 1999). Así como imágenes de google y páginas webs: http://parasitopedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1464&Itemid=1595, <http://quizlet.com/3547261/bcse-parasito-pics-flash-cards/> y <http://quizlet.com/11286324/parasitology-lab-final-flash-cards/> entre otras.

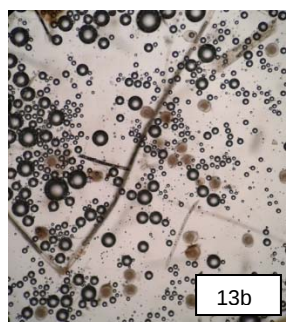


Imagen 12: Microscopio de análisis con material didáctico

Es importante, en primer lugar, saber distinguir a los parásitos de otros posibles objetos similares como burbujas de aire, objetos de digestión, granos de polen, fibras...ya que nos podrían llevar a resultados erróneos (Imagen 13a y 13b).



13a



13b

Imagen 13a y 13b: Imágenes de dos preparaciones. En la primera se puede observar una larva de un parásito. En la segunda imagen se puede observar una elevada concentración de parásitos acompañados de burbujas, fibras, productos de digestión... que nos pueden llevar a confusión.

Para llegar a identificar la especie de parásito, hemos tenido en cuenta fundamentalmente la morfología del huevo u ooquiste y el tamaño. El tamaño es muy importante ya que nos permite diferenciar una especie de otra (ejemplo:

Uncinaria sp. y Ancylostoma sp. tienen la misma morfología, sin embargo, los huevos de Uncinaria sp. son más grandes). En caso de duda, el huevo lo dibujábamos en el cuaderno de notas ayudándonos de la cámara clara del microscopio.

Una vez que identificábamos la especie de parásito procedíamos a hacer un recuento recorriendo toda la preparación.

4.5 Análisis de los datos

La prevalencia general fue calculada dividiendo el número de muestras positivas respecto del total de muestras analizadas.

La prevalencia de parásitos en las muestras parasitadas fue calculada dividiendo las muestras positivas a cada especie de parásito entre el número de muestras positivas a la parasitación.

Calculando en todos los casos el porcentaje para tener una visión más real.

Para todos los cálculos hemos utilizado el programa Excel.

5 RESULTADOS

De las 181 muestras de heces provenientes de carnívoros domésticos que hemos analizado, 52 muestras están parasitadas por uno y hasta cinco especies de parásitos diferentes, 129 muestras no muestran parásitos. Por tanto, el 71,8% de las muestras analizadas de *Canis familiaris* y *Felis silvestris catus* no muestran parasitación, frente a un 28,2% de prevalencia de parásitos. (Tabla 1)

	GATOS		PERROS		TOTAL	
	N (<i>Felis silvestris catus</i>)	%G	N (<i>Canis familiaris</i>)	%P	N	%
(+)	19	42,2	32	23,5	51	28,2
(-)	26	57,8	104	76,5	129	71,8
T	45	100	136	100	181	100

Tabla 1: resultados: (+) muestras parasitadas, (-) muestras no parasitadas y N corresponde al número de muestras

Analizando los datos de presencia y ausencia de parásitos en las muestras observamos según la siguiente gráfico (Gráfico 1) que la parasitación en los gatos es mayor que la de los perros, mostrando un 42,2% de parasitosis en gatos frente a un 23,5% de parasitosis en los perros.

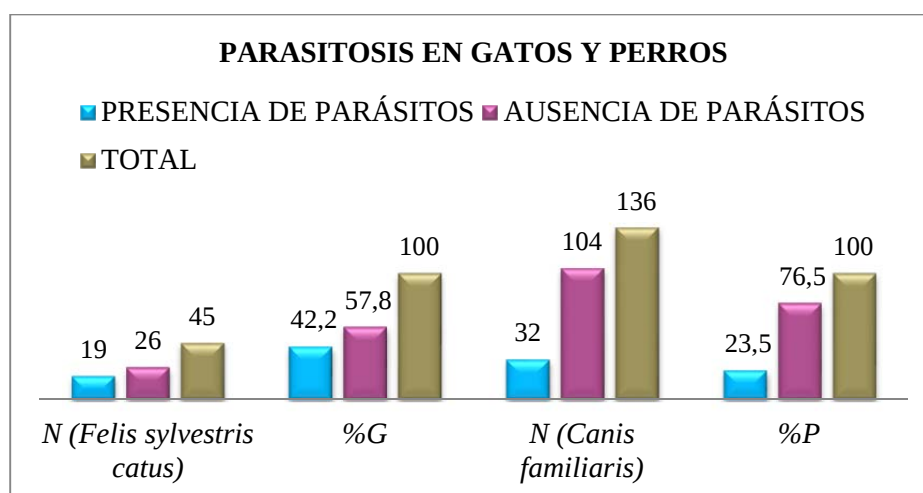


Gráfico 1: Grado de parasitosis en gatos y perros. N corresponde al número de muestras, G corresponde al gato y P corresponde al perro.

El género más abundante ha sido *Toxocara sp.* con un 28,57%. La segunda especie más abundante es *Uncinaria sp.* con casi un 20% de abundancia total, siguiéndole *Toxascaris sp.* (16,88%). Después *Trichuris sp.* (10,39%), *Cystoisospora sp.*

(9,09%), *Eimeria sp.* (6,49%) y *Ancylostoma sp.* (6,49%). La familia *Taeniidae* ha sido la menos abundante (2,60%) encontrándose sólo en dos muestras de heces de perros (Tabla 2).

Géneros/familia	PERROS		GATOS		TOTAL	
	N	%	N	%	N	%
<i>TOXOCARA SPP.</i>	15	31,91	7	23,33	22	28,57
<i>TOXASCARIS SP.</i>	4	8,51	9	30,00	13	16,88
<i>ANCYLOSTOMA SP.</i>	3	6,38	2	6,67	5	6,49
<i>UNCINARIA SP.</i>	11	23,40	4	13,33	15	19,48
<i>TRICHURIS SP.</i>	5	10,64	3	10,00	8	10,39
<i>FAM. TAENIIDAE</i>	2	4,26	0	-	2	2,60
<i>EIMERIA SP.</i>	3	6,38	2	6,67	5	6,49
<i>CYSTOISOSPORA SP.</i>	4	8,51	3	10,00	7	9,09

Tabla 2: abundancia general de parásitos en las muestras de gatos y perros por géneros y familia

En el conjunto de todas las muestras de heces fecales analizadas, hemos encontrado 8 especies de parásitos diferentes. Cinco de ellas son diferentes especies de nematodos: *Toxocara sp.*, *Toxascaris sp.*, *Uncinaria sp.*, *Ancylostoma sp.* y *Trichuris sp.* Una especie de la familia *Taeniidae* (cestodo). Las dos especies restantes son coccidios (*Cystoisospora sp.* y la *Eimeria sp.*) (Ver gráfico 4).

En las muestras analizadas provenientes de cánidos, hemos identificado ocho especies de parásitos. Cinco de las especies son nematodos, en orden de abundancia: *Toxocara canis* (46,9%), *Uncinaria stenocephala* (34,4%), *Trichuris vulpis* (15,6%), *Toxascaris leonina* (12,5%) y *Ancylostoma caninum* con un 9,4%. Hay una especie de la familia *Taeniidae*, que no hemos sabido identificar, pero que pudiera ser *Echinococcus granulosus* (6,3%). Al igual que en los gatos, hemos identificado dos especies de coccidios: *Cystoisospora canis* (12,5%) y *Eimeria cati* (9,4%). Por tanto, *Toxocara canis* y *Uncinaria stenocephala* son las especies más abundantes en los perros (Gráfico 2).

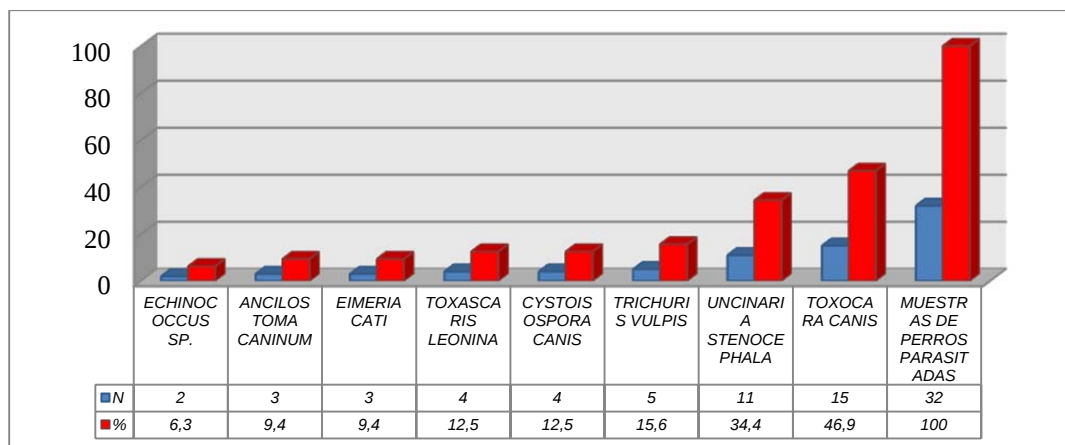


Gráfico 2: Prevalencia de las distintas especies de parásitos encontradas en *Canis familiaris*.

En las muestras parasitadas provenientes de felinos hemos encontrado un total de siete especies diferentes. Cinco especies de nematodos: *Toxascaris leonina* es la que muestra una mayor prevalencia encontrándose en el 47,4% de las muestras que mostraban algún parásito, *Toxocara cati* (36,8%), *Ancylostoma tubaeforme* (10,5%), *Uncinaria stenocephala* (21,1%) y *Trichuris serrata* (15,8%). Dos especies de coccidios: *Eimeria cati* (10,5%) y *Cystoisospora felis* (15,8%). La especie más abundante ha sido *Toxascaris leonina* seguida de *Toxocara cati* (Grafico 3).

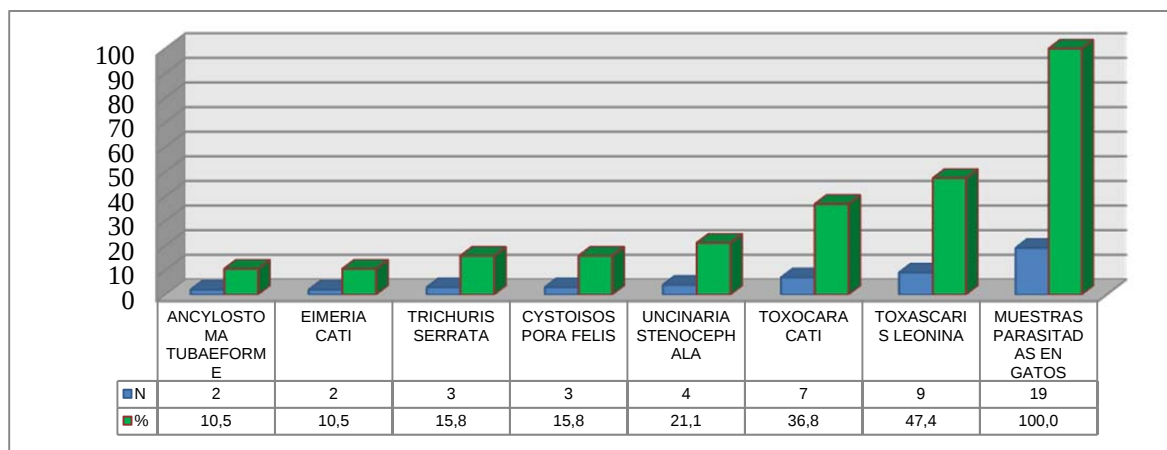


Gráfico 3: Prevalencia de las distintas especies de parásitos encontradas en *Felis silvestris catus*.

En total tenemos en las muestras de perros y gatos 12 especies diferentes, tres de ellas comunes a perros y a gatos. La especie más abundante es *Toxocara canis* y la que está menos representada en las muestras es la especie que pertenece a la

familia *Taeniidae*, que es ausente en los gatos y sólo está en dos muestras de perros (Gráfico 4)

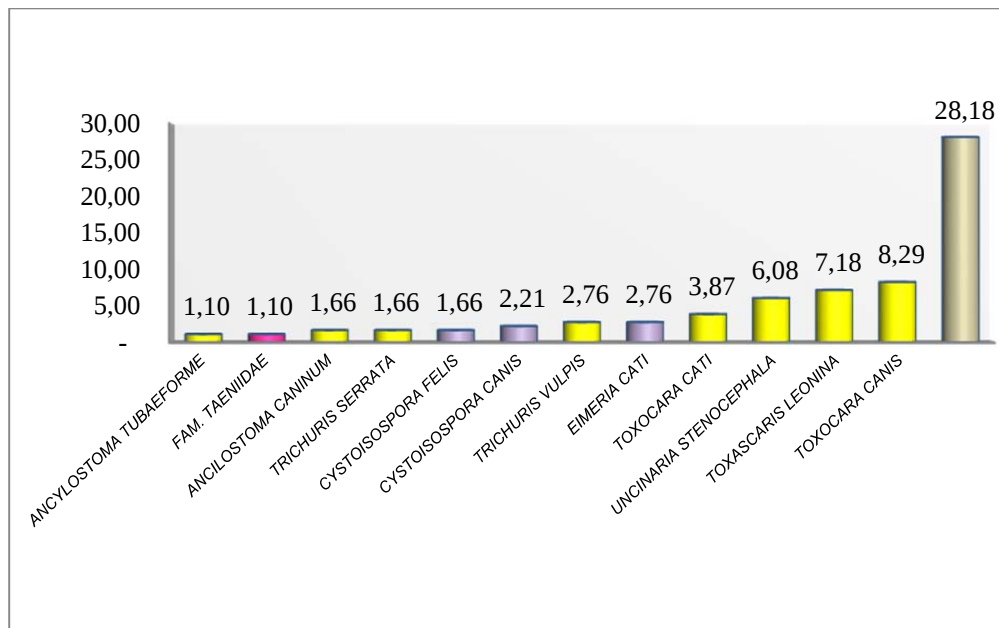


Gráfico 4: grado de abundancia total de cada especie (amarillo=nematodos, rosa=cestodos, lila=coccidios)

Las especies comunes a ambos hospedadores son *Toxascaris leonina*, *Uncinaria stenocephala* y *Eimeria cati*. Se observa en el siguiente gráfico que un 69,2 % de las muestras parasitadas con *Toxascaris leonina* pertenecen a gatos, mientras que el 30,8% las encontramos en perros. *Uncinaria stenocephala* es más abundante en perros (73,3%), apareciendo el 26,7% de ésta en las heces de gatos. *Eimeria cati* también es más abundante en las muestras de perros (60%) que en las de gatos (40%). (Ver gráfico 5)

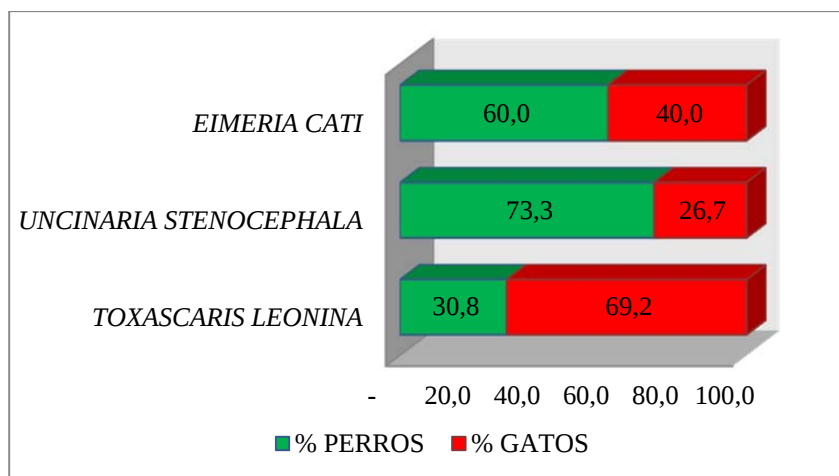


Gráfico 5: Grado de aparición de las tres especies comunes a perros y a gatos en cada hospedador

Las muestras de las que hemos obtenido datos positivos a la parasitación intestinal mostraban desde monoparasitismo hasta pentaparasitismo en los gatos y hasta tetraparasitismo en los perros, alcanzando un mayor porcentaje en ambos casos las muestras parasitadas por una especie de parásito (ver gráfico 6 y 7).



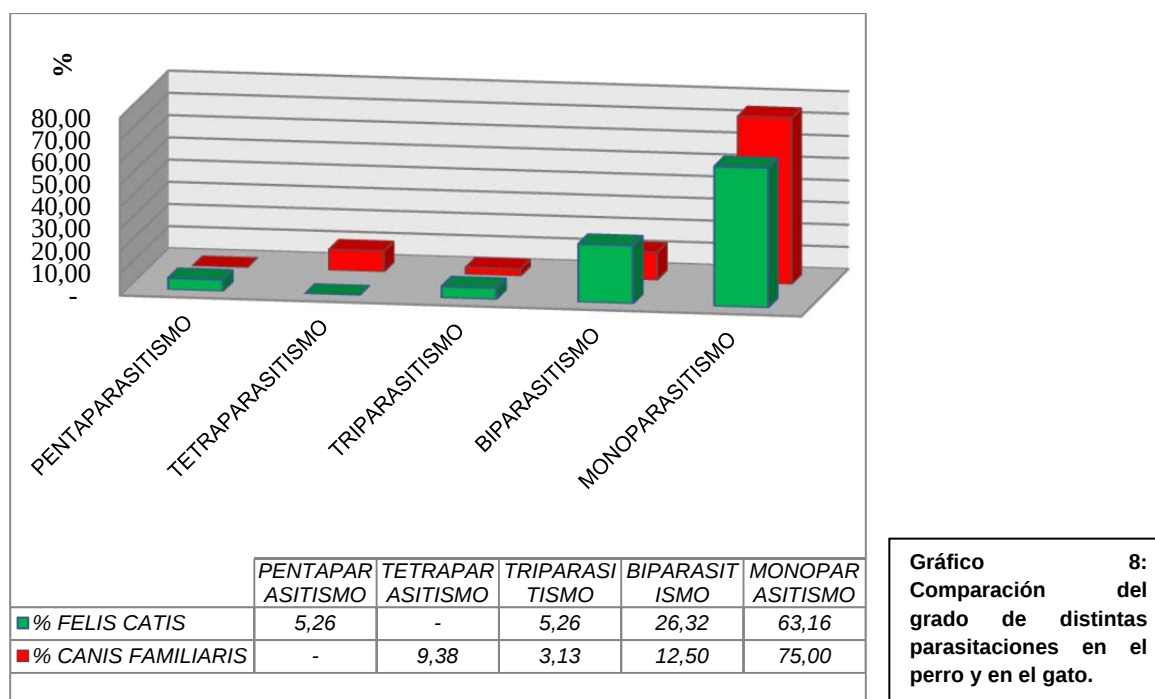
Gráfico 6: resultados de parasitación en gatos, desde muestras no parasitadas hasta muestras con cinco parásitos diferentes.



Gráfico 7: resultados de parasitación en perros, desde muestras no parasitadas hasta muestras con cuatro parásitos diferentes.

Canis familiaris y *Felis silvestris catus* coinciden en que más de la mitad de las muestras que han dado un resultado positivo están monoparasitadas. De esas muestras positivas, observamos que en el perro tenemos un 75% de

monoparasitismo y en el gato el resultado es menor, 63%. Sólo hemos hallado una muestra con cinco parásitos diferentes (5,26%), no existiendo en perros ningún caso de pentaparasitación. Por otro lado, en gatos no ha habido ningún caso que tuviera cuatro parásitos diferentes, siendo la tetraparasitosis en perros del 2,21%. Solo ha habido un caso de triparasitismo en gatos el 5,26%, así como en perros el 3,13%. (Ver gráfico 8).



En las heces de gatos, ha habido cuatro especies que han presentado parasitación simple, mientras que *Trichuris serrata*, *Cystoisospora felis* y *Ancylostoma tubaeforme* sólo las hemos encontrado en muestras con parásitos mixtos. En los perros los huevos de la familia *Taeniidae* y *Eimeria cati* sólo están presentes en muestras con más de una especie de parásito. En perros y gatos, *Toxascaris leonina* y *Uncinaria stenocephala* aparecen en muestras monoparasitadas y en las poliparasitadas, sin embargo, *Ancylostoma tubaeforme* sólo aparece en las heces poliparasitadas (Tabla 3).

Parásitos GATOS	N	%	Parásitos PERROS	N	%
SIMPLES	12	63,16	SIMPLES	24	75,00
<i>Toxocara cati</i>	5	26,32	<i>Toxocara canis</i>	11	34,38
<i>Toxascaris leonina</i>	5	26,32	<i>Cystoisospora canis</i>	1	3,13
<i>Uncinaria stenocephala</i>	1	5,26	<i>Uncinaria stenocephala</i>	6	18,75
<i>Eimeria cati</i>	1	5,26	<i>Trichuris vulpis</i>	2	6,25
MIXTOS	7	36,84	<i>Toxascaris leonina</i>	3	9,38
<i>UnciS</i> + <i>EimC</i>	1	5,26	<i>Ancylostoma caninum</i>	1	3,13
<i>ToxaL</i> + <i>TrichS</i>	1	5,26	MIXTOS	8	25,00
<i>TrichS</i> + <i>Tcati</i>	1	5,26	<i>UnciS</i> + <i>Taeniidae</i>	1	3,13
<i>ToxaL</i> + <i>CystF</i>	1	5,26	<i>UnciS</i> + <i>TrichV</i>	1	3,13
<i>ToxaL</i> + <i>AncyT</i>	1	5,26	<i>TrichV</i> + <i>Taeniidae</i>	1	3,13
<i>Unci.S</i> + <i>CystF</i> + <i>AncyT</i>	1	5,26	<i>Tcanis</i> + <i>AncyC</i>	1	3,13
<i>ToxaL</i> + <i>TriS</i> + <i>UnciS</i> + <i>CystF</i> + <i>Tcati</i>	1	5,26	<i>UnciS</i> + <i>TrichV</i> + <i>ToxaL</i>	1	3,13
TOTAL	19	100,00	<i>Tcanis</i> + <i>EimC</i> + <i>CystC</i> + <i>UnciS</i>	2	6,25
			<i>Tcanis</i> + <i>EimC</i> + <i>CystC</i> + <i>AncyC</i>	10	31,25
			TOTAL	32	100,00

Tabla 2: Positivos para parasitosis simple y mixta (Tcati= *Toxocara cati*; Tcanis= *Toxocara canis*; ToxaL= *Toxascaris leonina*; UnciS= *Uncinaria stenocephala*; AncyT= *Ancylostoma tubaeforme*; AncyC= *Ancylostoma caninum*; TrichS= *Trichuris serrata*; TrichV= *Trichuris vulpis*; EimC= *Eimeria cati*; CystF= *Cystoisospora felis*; CystC= *Cystoisospora canis*).

Las muestras de gatos pertenecen todas a la ciudad de Jaén y las muestras de perros son de las dos áreas de muestreo, Jaén, e Ibros. Por tanto para comparar la prevalencia de parásitos entre Ibros y Jaén sólo hemos tenido en cuenta los datos de *Canis familiaris*. Como se puede observar en el siguiente gráfico (gráfico 9), en Ibros se ha obtenido un porcentaje mayor de parasitosis (30%), mientras que en la ciudad de Jaén se alcanza un 19,77% de parasitosis, esto puede ser debido a que en Ibros hay un ambiente rural y hay más animales destinados al campo, caza que en las ciudades en las que el ambiente es más urbanizado (Jaén).

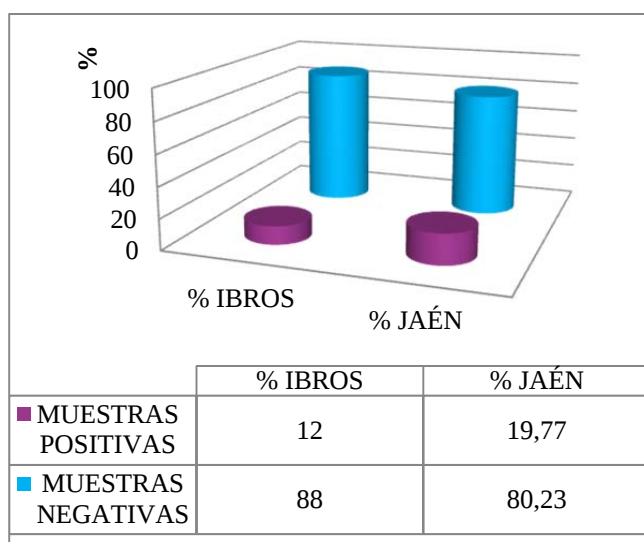
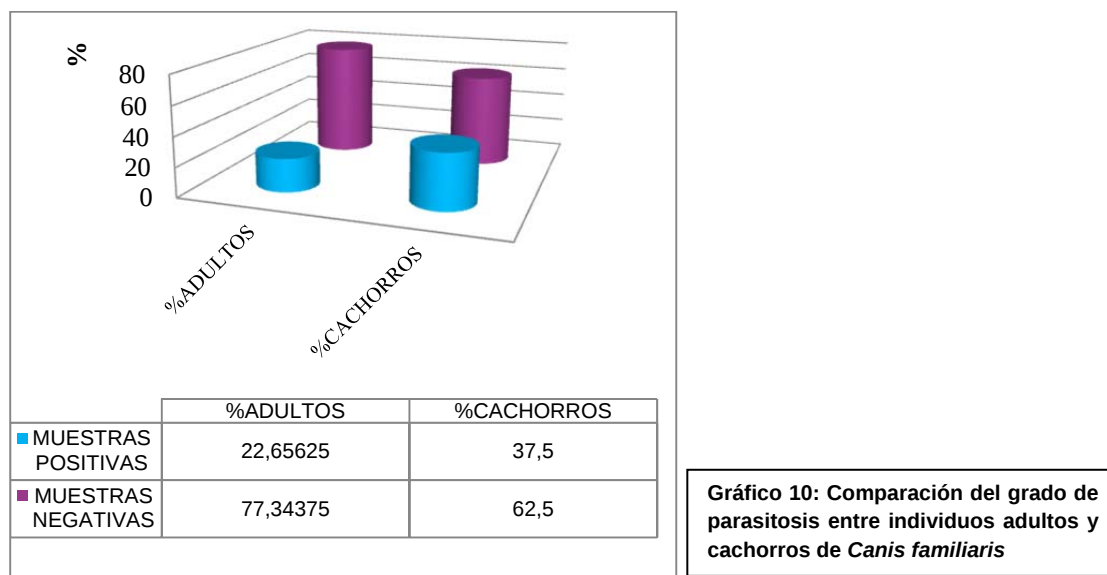


Gráfico 9: Comparación del grado de parasitosis en *Canis familiaris* entre las dos zonas de muestreo

Sólo tenemos datos fiables de edad de las muestras pertenecientes a perros, por lo tanto, hemos comparado la prevalencia de parásitos entre cachorros (perros de menos de seis meses) y adultos de *Canis familiaris*. Los datos nos confirman que los perros más jóvenes tienen una mayor tasa de parasitación (Ver gráfico 10).

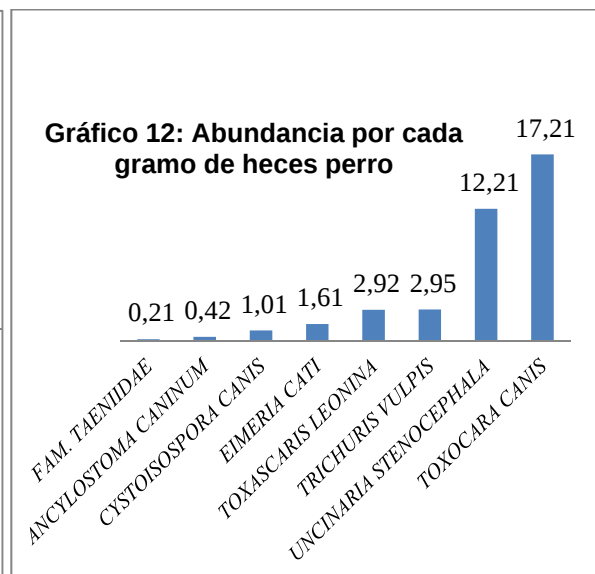
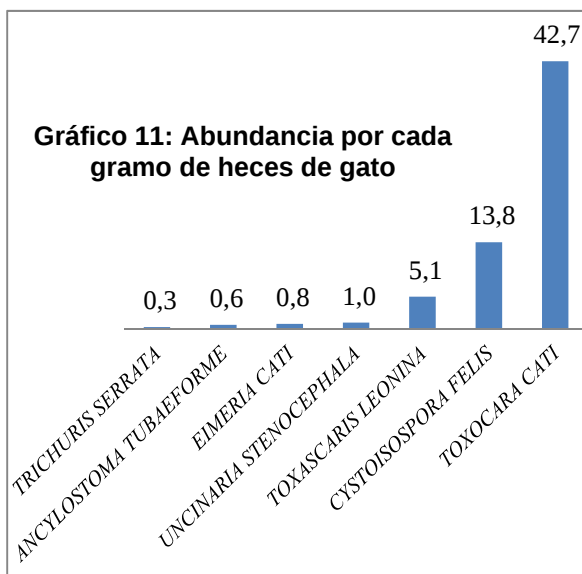


La parasitación para perros y para gatos es diferente según la época del año. En gatos vemos que en Enero, Febrero y Julio la parasitación supera a las muestras no parasitadas, mientras que en Abril y Marzo hay mayor proporción de muestras libres de parásitos. En perros, en el mes de Noviembre la parasitación es del 50% y en los demás meses en los que hemos analizado muestras, los perros parasitados tienen un porcentaje inferior a los perros no parasitados (ver tabla 4). En Octubre sólo analizamos muestras provenientes de gatos, que no estaban parasitadas. En los meses de Noviembre, Mayo y Junio sólo analizamos muestras de heces de perros, que en los meses de Abril y Mayo no mostraban parasitosis, en Noviembre el 50% de los perros analizados estaban parasitados. En los meses en los que podemos comparar la parasitación de ambos carnívoros domésticos obtenemos que la parasitación de los gatos supera a la parasitación de los perros en los meses de Enero, Febrero, Abril y Julio, superando ligeramente el grado de prevalencia de parásitos intestinales en el perro sólo en el mes de Marzo.

	%GATOS PARASITADOS	%GATOS NO PARASITADOS	%PERROS PARASITADOS	%PERROS NO PARASITADOS
OCTUBRE	0	100		
NOVIEMBRE			50	50
DICIEMBRE				
ENERO	100	0	20	80
FEBRERO	63,64	36,36	5,56	94,44
MARZO	23,08	76,92	23,81	76,19
ABRIL	42,85	57,15	0	100
MAYO			0	100
JUNIO			12,5	87,5
JULIO	66,67	33,33	30,65	69,35

Tabla 4: Grado de parasitación según los meses de muestreo para perros y para gatos.

De aquellas muestras que hemos tenido datos positivos a la presencia de parásitos, hemos calculado la equivalencia de parásitos en por gramo de heces para ver la abundancia. En cuanto a la abundancia de huevos en las heces de los gatos, *Toxocara cati* presenta una abundancia de 42,7 huevos por cada gramo de heces de las 19 muestras que estaban parasitadas, seguido por *Cystoisospora felis* con 13,8 huevos por cada gramo de heces. En los perros la especie que presenta una mayor abundancia de huevos es *Toxocara canis* (17,21 huevos por gramo de heces) seguida de *Uncinaria stenocephala* con 12,21 huevos en cada gramo. En ambos hospedadores *Toxocara sp.* es la que tiene mayor abundancia de huevos (Gráficos 12 y 13).



6 DISCUSION

Es destacable el elevado porcentaje de parasitación intestinal encontrado en mascotas: 42,2% en gatos y 23,5% en perros. Parece indicar que existen deficiencias en la prevención del contagio de los carnívoros domésticos con el uso de antiparasitarios. Pues los veterinarios incluyen dentro de un buen cuidado de la mascota antiparasitarios, medicamentos principalmente con acción anti-helmíntica que impiden la infestación con los distintos nematodos y cestodos. Los gatos tienen menor acceso a control veterinario, y por tanto, a desparasitación habitual.

Los resultados positivos que nosotros hemos obtenido son más bajos que los obtenidos en otros trabajos realizados anteriormente en España que alcanzan desde un 53,6% de parasitación (*Benito et al.*, 2003) a un 71,33% de parasitación obtenido en Córdoba (*Martínez-Moreno et al.*, 2007), aunque se acercan a los resultados obtenidos en Barcelona, donde en 2009 se obtuvo una tasa de parasitación de alrededor del 20% (*Graceaena et al.*, 2009).

Nuestros resultados no coinciden 58,8% de parasitación obtenido en Portugal (*Cardoso et al.*, 2014), 68 de Polonia (*Bajer et al.*, 2011); así como en el centro de Italia, 35% de los gatos y el 31% de los perros resultaron positivos a la parasitación de diferentes especies (*Riggio et al.*, 2013). El 76% de parasitación que muestran los perros en el Sur de África (*Minnar et al.*, 2002) es bastante superior a nuestros resultados, aunque teniendo en cuenta el grado de desarrollo del continente resulta lógica la elevada tasa de aparición de parásitos en los carnívoros domésticos, alcanzando en Marruecos un 100% de prevalencia de parásitos intestinales en los perros (*Pandey et al.*, 1987).

Esta diferencia de resultados se ha podido deber a que la técnica utilizada no haya sido la adecuada. Técnica bastante utilizada para hacer análisis coprológicos parasitarios (*Cardoso et al.*, 2014; *Bajer et al.*, 2011; *Yagoob et al.*, 2011; *Bennett & Hobbs*, 2011), que afianzan la fiabilidad de los resultados obtenidos mediante este método. Otros métodos utilizados son: flotación con sulfato de zinc y posterior centrifugación (*Little et al.*, 2009), técnica de flotación y centrifugación diferencial con dicromato de sodio y sulfato de zinc (*Marques et al.* 2012).

Según estudios de la Universidad de Murcia, el método de flotación mediante solución salina saturada tiene limitaciones ya que se ha demostrado que hay fluctuación diaria en la emisión de huevos y larvas de algunas especies de nematodos, que los huevos no están repartidos de forma uniforme en las heces y a que la resistencia de cada hospedador puede afectar a la eliminación de los parásitos.

Hay numerosos trabajos similares al nuestro que afirman que los gatos muestran una mayor tasa de parasitación que los perros. En la ciudad de Barcelona, el resultado fue que el 26,9% de los perros y el 34% de los gatos estaban infectados por algún tipo de helminto y/o protozoo (Graceaena *et al.*, 2009). En un reciente estudio realizado en Portugal han afirmado que un 20% de los perros estaban infectados a pesar de ser llevados de forma periódica al veterinario (Neves *et al.*, 2014). A nivel Europeo, un 35,1% de los gatos muestran parasitación de endoparásitos intestinales (Beugnet *et al.*, 2014). En el norte de Italia han obtenido que en perros hay de media un 42,8% de parasitación frente a un 46,8% de parasitosis que presentan los gatos (Zanzani *et al.*, 2014). Nuestros resultados coinciden con estudios anteriores, pues el grado de parasitación en los gatos ha sido de un 44,4% y en los perros de un 23,5%.

La prevalencia de helmintos en nuestro proyecto es supera a prevalencia de coccidios, ya que el 84,42% corresponde a helmintos y el 15,58% a protozoos. (Tabla 5). A nivel mundial la prevalencia de helmintos intestinales en caninos varía desde el 4% hasta el 78%, determinada por distintos métodos de análisis, de materia fecal y por inspecciones post mortem (Martínez-Moreno *et al.*, 2007; Rep, 1975). En Barcelona los resultados también con los nuestros, ya que las muestras parasitadas por helmintos fue de un 17% frente a un 13,5% parasitadas por protozoos (Graceaena *et al.*, 2009). En Irán, la tasa de prevalencia de helmintos en los carnívoros domésticos usando el mismo métodos de análisis es del 41% (Yagoob *et al.*, 2011). En Uruguay, obtuvieron un 9,56% de presencia de coccidios en muestras de heces parasitadas de caninos y un 15,21% en las de felinos, el resto pertenecía a diferentes especies de helmintos (Rodríguez-Vivas *et al.* 2001).

	TOTAL		PERROS		GATOS	
	N	% Total	N	%Canis familiaris	N	%Felis silvestris catus
TOTAL HELMINTOS	65	84,42	51	86,26	14	93,33
TOTAL PROTOZOOS	12	15,58	11	13,74	1	6,67

Tabla 5: grado de abundancia de helmintos y protozoos en las muestras parasitadas.

Entre los parásitos encontrados en nuestro proyecto, hay un total de doce especies diferentes, de las cuales tenemos ocho especies de nematodos, una especie de la familia *Taeniidae* y tres especies de coccidios (ver gráfico 4). Especies que coinciden con las encontradas en otros estudios similares (Rodríguez-Vivas *et al.* 2001; Yagoob *et al.*, 2011; Graceaena *et al.*, 2009) a excepción de no haber encontrado otras tan relevantes como *Dipylidium spp* y *Giardia spp*.

Los gatos y los perros comparten muchos parásitos entre sí, ya que la mayoría de ellos no presentan especificidad para el hospedador (Flores-Barroeta, 1955; Sommerfelt *et al.*, 2006). Hemos encontrado en nuestro estudio tres especies comunes a ambos hospedadores, dos de ellas nematodos: *Toxascaris leonina*, y *Uncinaria stenocephala*, y *Eimeria cati* (coccidio).

En el perro el parásito más frecuente ha sido *Toxocara canis* con 46,9% de presencia en las muestras parasitadas. Esta especie es el parásito más común en perros (Dubná *et al.*, 2007; Riggio *et al.*, 2013; Seah *et al.*, 1975; Marques *et al.*, 2012). Sin embargo en otros trabajos las especies más frecuentes son *Dipylidium caninum*, *Ancylostoma caninum* (Rep, 1975; Dalimi *et al.*, 2006) y *Cystoisospora canis* (Neves *et al.*, 2104; Martínez Moreno *et al.*, 2007). *Giardia spp.*, a pesar de ser un parásito muy frecuente en los perros (Joffe *et al.*, 2011; Little *et al.*, 2009; Martínez Moreno *et al.*, 2007), no hay ninguna representación en nuestros resultados.

Toxocara cati, por ejemplo, es el parásito cosmopolita más frecuente en gatos, cuyas larvas, igual que en *Toxocara canis*, pueden causar el síndrome de larva migrans ocular en niños y adolescentes, (Martínez-Barbosa *et al.*, 1997). Además, hay estudios que demuestran que no hay mucha diferencia entre la diversidad parasitaria de gatos domésticos y salvajes (Anderson *et al.*, 2003), posiblemente se deba a que la población de gatos es elevada y muchos de ellos no tienen dueño.

Toxascaris leonina ha sido la especie más abundante en gatos con un 47,4% de presencia en las muestras parasitadas, seguida de *Toxocara cati* (gráfico 3). *Toxocara cati* es el parásito que muestra mayor tasa de prevalencia en diversos estudios de parasitología felina (Joffe *et al.*, 2011; Riggio *et al.*, 2013). Un protozooario que es exclusivo del intestino delgado de todos los felinos es *Toxoplasma gondii* (Iturbe Martínez., 2011), el cual produce una zoonosis directa; sin embargo, nosotros no hemos obtenido resultados de presencia positivos. *Toxoplasma gondii* es de los parásitos que producen unas de la infecciones más graves en la especie humana (Tenter *et al.*, 2000).

Trichuris vulpis muestra un 2,76 % de prevalencia, porcentaje inferior a 3,3% (Riggio *et al.*, 2013), 4,2 % (Joffe *et al.*, 2011) obtenido en estudios anteriores. En Hungría la prevalencia de *Trichuris vulpis* alcanza el 22% (Fok *et al.* 2001). Aunque también hay estudios en los que el resultado es más bajo, 1,1% (Dubná *et al.*, 2007). En general *Toxascaris leonina* es más común en gatos que en perros (Junquera, 2013). Dato coincidente con el grado de parasitosis que ha mostrado en Jaén (12,5% en perros y 47,4% en gatos).

El grado de parasitación de perros y gatos en Jaén por *Toxocara sp.*, *Toxascaris sp.*, *Ancylostoma sp.* y *Uncinaria sp.* es revelador, pues son causantes de las principales enfermedades zoonóticas, síndrome de larva migrans ocular (toxocariasis) y larva migrans cutánea respectivamente. Especies de especial interés para veterinarios y médicos, ya que tiene un elevado potencial zoonótico. Hemos encontrado una prevalencia general de *Toxocara canis* del 8,29%. Este resultado es superior al 1,2% de prevalencia de esta especie en Australia (Palmer *et al.*, 2008), así como en los Estados Unidos (Mohamed *et al.*, 2009), es un resultado significativo ya que la infección canina con este parásito puede ser contagiosa a los humanos, el nematodo *Toxocara canis* es parásito de seres humanos sólo en estadio larvario, se puede alojar en ojos y producir ceguera permanente (Holland *et al.*, 1991; Beaver *et al.*, 1994; Patiño, 1996; Cruz-Reyes, 2009). *Uncinaria stenocephala* es la tercera especie que más presencia ha tenido en nuestro estudio. En los gatos la presencia de *Uncinaria stenocephala* y *Ancylostoma sp.* es menor que la presencia en perros. La infestación del hombre por *Uncinaria stenocephala* y *Ancylostoma sp.* no causa daños severos, sin embargo la infestación del perro por *Ancylostoma sp.* tiene peores consecuencias, ya que las larvas producen anticoagulantes en la saliva lo

que provoca que las heridas cutáneas causadas por el parásito sigan sangrando (Junquera, 2013). Hemos obtenido una presencia de *Ancylostoma sp.* del 7,69% en las muestras parasitadas, datos superiores a los obtenidos en el centro de Italia (Riggio *et al.*, 2013) o en República Checa (<1%). En Asia el porcentaje es mayor, con una prevalencia de *Ancylostoma sp.* del 11,5% (Smout *et al.*, 2013), utilizando la técnica molecular de la PCR; resultado que supera al que hemos obtenido; la diferencia de los resultados puede ser debida a la técnica utilizada.

En las muestras positivas a presencia de parásitos había desde parasitación simple, con una sola especie de parásito en la muestra hasta muestras con cinco parásitos diferentes (ver gráficos 6 y 7) En los felinos, *Toxocara cati*, la podemos ver en muestras monoparasitadas. Vemos también que tiene alguna relación con *Trichuris serrata* ya que en las muestras poliparasitadas en las que aparece la vemos unida siempre a ella. *Trichuris serrata* no aparece en muestras monoparasitadas, así como *Ancylostoma tubaeforme*. En los cánidos los huevos pertenecientes a la familia *Taeniidae* aparecen en las muestras combinados con otros dos nematodos. *Eimeria cati* sólo estaba presente en tres muestras de perros, de esas tres muestras en las que aparece siempre va combinada con *Toxocara canis*, *Cystoisospora canis* y con las dos especies de la familia *Ancylostomatoidea*, por lo tanto estas especies están relacionadas. De las tres especies comunes a ambos hospedadores, *Uncinaria stenocephala* y *Toxascaris leonina* aparecen en ambos casos en muestras monoparasitadas y en poliparasitadas. Sin embargo, *Eimeria cati*, mientras que en los resultados de los perros aparece en muestras tetraparasitadas, en gatos sólo está en muestras de parasitación simple. Vemos que los ascaridos se encuentran en todo tipo de parasitación al igual que *Uncinaria stenocephala*, coincidiendo estas especies con las mayores abundancias de nuestro estudio. La relación de presencia entre los distintos parásitos localizados en las distintas muestras de otros estudios (Neves *et al.*, 2014, Martínez-Moreno *et al.*, 2007) no son coincidentes con los nuestros, siendo la relación entre los parásitos de Hungría (Fok *et al.*, 2001) parecida a la obtenida en este estudio.

7 CONCLUSION

Hemos obtenido una tasa de prevalencia de parásitos del 29%, No hemos encontrado especies relevantes, tales como *Giardia spp.*, *Dipylidium caninum* o *Toxoplasma gondii*.

La prevalencia de parasitosis intestinal en *Canis familiaris* y *Felis silvestris catus* hallada en este estudio ha sido del 29 %, (ver tabla 1 y gráfico 1). Esto puede ser fácilmente explicado, ya que la mayoría de las muestras pertenecían a animales de ambientes rurales que no tienen muchas medidas control veterinario. Además debido a si hábitat, estos animales se ven expuestos a la infección por otros perros u otros gatos. Aunque todavía no se ha determinado con claridad la función de la transmisión de los parásitos al hombre (Eguia Aguilar *et al.*, 2005), lo que sí sabemos es que pueden ser una importante fuente de infección y constituyen un problema relevante para la salud pública. por lo que es de esencial importancia tener un buen conocimiento de la biología y los ciclos vitales de los parásitos intestinales de nuestras mascotas para comprender la patogenia, y así poder lograr un buen diagnóstico y un posterior tratamiento. Las infecciones estos parásitos se adquieren con facilidad y a veces causan enfermedades graves en seres humanos (hidatidosis, toxocariasis, etc.). La gran popularidad de los perros y los gatos como mascotas ha aumentado en los últimos años y como consecuencia también aumenta el número de personas que quedan expuestas al contagio de alguna enfermedad zoonótica.

Hemos superado satisfactoriamente nuestros objetivos pues se han determinado qué especies de parásitos intestinales aparecen en las muestras de perros y gatos. Asi como las específicas de cada hospedador y las que comparten ambos. Se ha realizado la prevalencia de los parásitos encontrados y la hemos comparado con la obtenida en trabajos hechos anteriormente, coincidiendo en la mayoría de los resultados. Además se ha tenido en cuenta la importancia como agente etiológico de cada especie y las enfermedades que provocan.

8 AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Sr. Francisco Molina Román, Veterinario y Técnico en Seguridad de los Alimentos, el haberme facilitado las muestras recogidas en Jaén, así mismo por la información ofrecida y la ayuda prestada.

9 REFERENCIAS

- Anderson, T.C., Foster, G.W. & Forrester, D.J. (2003). Hookworms of feral cats in Florida. *Veterinary Parasitology* 115: 19-24.
- Beaver, P.C., Jung, R.C. & Cupp, E.W. (1984). *Clinical parasitology*. 9a. edición. Lea & Febiger, Philadelphia.
- Beger, A., Bednarska, M., Rodo, A. (2011). Risk factors and control of intestinal parasite infections in sled dogs in Poland. *Veterinary Parasitology* 175 (3-4):343-350.
- Bennett, M.D. & Hobbs, R.P. (2001). A new *Eimeria* species parasitic in *Isodon obesulus* (Marsupialia: Peramelidae) in Western Australia. *Journal Parasitology* 97(6):1129-1131.
- Beugnet, F., Bourdeau, P., Chavet-Monfray, K., Cozma, V., Farkas, R., Guillot, J., Halos, L., Joachim, A., Losson, B., Miró, G., Otranto, D., Renaud, M. & Rinaldi, L. (2014). Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infections and risk factors. *Parasites & Vectors* 7:291-304.
- Bowman, D.D., Eberhard, M.L., Lightowers, M.W., Little, S.E., Lynn, R.C. (2011). *Parasitología para veterinarios*.
- Brigitte Loos, F. (2000). An up-date of Verster's (1969) 'Taxonomic revision of the genus *Taenia* Linnaeus' (Cestoda) in table format. *Systematic Parasitology* 45(3):155-184.
- Campbell Neil, A., Reece Jane, B (2007) *Biología*. Madrid, España: Editorial Médica Panamericana.
- Cardoso, A. S., Costa, I.M.H., Filgueiredo, C., Castro, A., Conceicao, M.A.P. (2014). The occurrence of zoonotic parasites in rural dog population from northern Portugal. *Journal of Helminthology* 88 (2):203-209.
- Charles, S.D., Chopade, H.M., Cizewski, D.K., Arther, R.G. & Settje, T.L. (2007). Safety of 5% Ponazuril (Toltrazuril sulfone) Oral Suspension and Efficacy against Naturally Acquired *Cystoisospora ohioensis* like Infection in Beagle Puppies. *Parasitol Res* 101 : 137-144.

Cordero del Campillo, M., Rojo Vázquez, F.A., Martínez Fernández, A.R., Sanchez Acedo, M.C., Hernandez Rodriguez, S., Navarrete López-Cózar, I., Díez Baños, P., Quiroz Romero, H. & Carvalho Varela, M. (1999). Parasitología Veterinaria.

Corominas Martínez, N., Pérez Sáez, A., Rodriguez García, J.L. & Cordero Bernabé, R. (2014). Suspected parasitosis. Medicine - Programa de Formación Médica Continuada Acreditado 11(54): 3252–3257.

Cruz Reyes, A. & Camalgo Camalgo, B. (2001). Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. México Distrito Federal: Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología.

Cruz-Reyes, A. (2009). Fauna feral, fauna nociva y zoonosis In: Lot, A. y Cano-Santana, Z. (Eds.) Biodiversidad del ecosistema del. Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México. Sección: Restauración, conservación y manejo: 453-461.

Dalimi, A., Sattari, A. & Motamedi, Gh. (2006). A study on intestinal helminthes of dogs, foxes and jackals in the western part of Iran. Veterinary Parasitology 142 (1-2): 129-133.

Deplazes, P., Van Knapen, F., Schweiger, A. & Overgaauw, P. (2001). Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. Veterinary Parasitology 182 (1):41-53.

Dubey, J.P. & Fayer, R. (1976). Development of *Isospora bigemina* in dogs and other mammals. Parasitology 73: 371-380.

Dubná, S., Lang Ova, I., Nápravník, J., Jankovská, I., Vadlejch, J., Pekár, S. & Fechtner, J. (2007). The prevalence of intestinal parasites in dogs from Prague, rural areas, and shelters of the Czech Republic. Veterinary Parasitology 145 (1-2): 120-128.

Eguía, Aguilar P., Cruz- Reyes & A., Martínez Maya, J.J. (2005). Ecological analysis and description of the intestinal helminths present in dogs in Mexico City. Veterinary Parasitology 127: 139-146.

Flores Barroeta, L. (1955). Helmintos de los perros *Canis familiaris* y gatos *Felis catus* en la Ciudad de México. *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional*, 8: 159-202.

Fok, E., Szatmári, V., Busák, K. & Rozgonyi, F. (2001). Epidemiology: Prevalence of intestinal parasites in dogs in some urban and rural areas of Hungary, *Veterinary Quarterly*, 23(2): 96-98.

Gállego Berenguer, J (2006). Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Barcelona: Publicacions i Edicions de la Universitat de Barcelona.

Gracenea, M., Gómez, M. S., & Torres, J. (2009). Prevalence of intestinal parasites in shelter dogs and cats in the metropolitan area of Barcelona (Spain). *Acta Parasitologica*, 54(1), 73-77.

Guerrero, J., Howe-Smith, R., Eisenberg, A., Hobday, M., Farias-Llovet, O., Chou, S. & Varela, R. (1998). Parásitos y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. (En línea) <http://cal.vet.upenn.edu/projects/merialsp/index.html>

Guerrikagoitia Sagarna, X. (2010). Los carnívoros silvestres como reservorios de enfermedades de interés en sanidad animal y salud pública. Tesis doctoral. Universidad del País Vasco. Departamento de Medio Ambiente, Planificación territorial, Agricultura y Pesca.

Holland, C., O'connor, P., Taylor, M. R., Hughes, G., Anthony Girdwood, R. W., & Smith, H. (1991). Families, parks, gardens and toxocariasis. *Scandinavian journal of infectious diseases*, 23(2), 225-231.

Huiza, A., Espinoza, Y., Rojas R., Sevilla, C., Alva, P., Verástegui, R., Quispe, E., Romualdo, G., Ángeles, Z., Candiotti, J. & Huapaya, P. (2004). Detección de coccidios en niños asintomáticos mediante esporulación de muestras fecales. *Anales de la Facultad de Medicina Universidad Nacional Mayor de San Marcos*: 239-242

Iturbe Martínez, H. R. (2011). *Frecuencia de parásitos gastrointestinales en perros y gatos en el hospital veterinario de pequeñas especies de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Veracruzana (HVPE-FMVZ-UV) en el año 2010* (Tesis doctoral).

Joffe, D., Niekerk, D.D., Gagné, F., Gilleard, J., Kutz, S. & Lobingie, R. (2011). The prevalence of intestinal parasites in dogs and cats in Calgary, Albert. *The Canadian Veterinary Journal* 52(12): 1323–1328.

Junquera, P. (2013). *Uncinaria stenocephala*, gusano nematodo intestinal de PERROS y GATOS: biología, prevención y control. Parásitos del ganado, perros y gatos. En línea:
http://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=1464&Itemid=1595.

Little, S.E., Johnson, E.M., Lewis, D., Payton, M.E., Blagburn, B.L., Bowman, D.D., Moroff, S., Tams, T., Rich, A.L. & Aucoin D. (2009). Prevalence of intestinal parasites in pet dogs in the United States. *Veterinary Parasitology* 166 (1-2): 144-152.

Longo, C.E.M., Santos, G.R., Oliveira, J.L.S. & Neves, M.F. (2008). *Trichuris vulpis*. *Revista Científica Eletronica de Medicina Veterinaria* 11.

Mac Kenzie, W. R., Hoxie, N. J., Proctor, M. E., Gradus, M. S., Blair, K. A., Peterson, D. E. & Davis, J. P. (1994). A massive outbreak in Milwaukee of *Cryptosporidium* infection transmitted through the public water supply. *New England journal of medicine*, 331(3), 161-167.

Marques, J.P., Guimaraes, C., Vilas Boas, A., Carnaúba, U. & Moraes, J. (2012). Contamination of public parks and squares from Guarulhos (Sao Paula state, Brazil) by *Toxocara* spp. And *Ancylostoma* spp. *Revista Inst. Medica Trop* 54(5):267-271.

Martínez-Moreno, F.J., Hernández, S., López Cobos, E., Becerra, C., Acosta, I., Martínez-Moreno, A. (2007). Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology* 143:7-13.

Mercedes Weissenbacher, M., Salvatella, R. & Hortal, M. (1997). El desafío de las enfermedades emergentes y reemergentes.
<http://www.smu.org.uy/publicaciones/rmu/1998v1/h-weiss.htm>

Minnar W.N., Krecek, R.C., Fourie L.J. 2002. Helminths in dogs from a peri-urban resource-limited community in Free State Province, South Africa. *Veterinary Parasitology* 107: 343-349.

Mitchell, S.M., Zajac, A.M., Charles, S., Duncan, R.B. & Lindsay, D.S. (2007). *Cystoisospora canis*, Nemeséri, 1959 (Syn. *Isospora canis*), infections in dogs: clinical signs, pathogenesis and reproducible clinical disease in Beagle dogs fed oocysts. *Journal of Parasitology* 93 (2): 345-352.

Mohamed, A.S.; Moore, GE, Glickman, L.T. (2009). Prevalence of intestinal nematode parasitism among pet dogs in the United States (2003–2006). *J Am Vet Med Assoc.* 234:631–637.

Molina, C.P., Ogburn, J. & Adegboyega, P. (2003). Infection by *Dipylidium caninum* in an Infant. *Archives of Pathology & Laboratory Medicine* 127 (3): 147-159.

Nakao, M., Yanagida, T., Okamoto, M., Knapp, J., Nkouawa, A., Sako, Y. & Ito, A. (2010). State-of-the-art *Echinococcus* and *Taenia*: Phylogenetic taxonomy of human-pathogenic tapeworms and its application to molecular diagnosis. *Infection, Genetics and Evolution* 10 (4): 444-452

Otero-Abad, B. & Torgerson, P.R. (2013) A systematic review of the epidemiology of echinococcosis in domestic and wild animals. *Plos Neglected Tropical Diseases* 7(6): e2249. doi: 10.1371/journal.pntd.0002249.

Padilla Álvarez, F. & Cuesta López, A.E. (2003): *Zoología aplicada*. Madrid, España: Ediciones Díaz Santos.

Palmer, C.S., Thompson, R.C.A., Traub, R.J., Rees, R., Robertson, I.D. (2008). National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Vet Parasitol* 151:181–190.

Pandey, V.S., Dakkak, A., Elmamoune, M. (1987). Parasites of stray dogs in the Rabat region, Morocco. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 81: 53-55.

Patiño, B. M. C. (1996). Prevalencia de huevos de *Toxocara canis* (Werner, 1782) Johnstone, 1916 en algunos parques públicos de la ciudad de México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Petry, G., Kruedewagen, E., Kampkoetter, A. & Krieger, K. (2013). Eficacia de la suspensión de Emodepsida/Toltrazurilo (PROCOX® suspensión oral para perros)

frente a la infección experimental mixta por *Isospora felis*/*Isospora rivolta* en gatos. Bayer Animal Health GmbH, Leverkusen, Alemania 2: 6-10.

Quiroz-Romero, H.: Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Grupo Noriega editores; 2005.

Redman, N., Fonrouge, R., Archelli, S.M., Burgos, L., Linzitto, O.R. (2010). Toxocariasis. Estudio epidemiológico en dos áreas de distinto nivel socio-económico en la ciudad de La Plata, provincia de Buenos Aires. Argentina. Veterinaria Cullana 5: 47-49.

Rep, B.H. (1975). Intestinal helminths in dogs and cats on the Antillian Islands Aruba, Curacao and Bonaire. Tropical and Geographical Medicine 27(3):317-323.

Riggio, F., Mannella, R., Ariti, G. & Perrucci, S. (2013). Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. Veterinary Parasitology 193 (1-3): 78-84.

Rivera Coto, G. (1991). Conceptos introductorios a la fitopatología. San José, Costa Rica: Editorial Universidad Estatal a Distancia.

Rodney, D.A. (1991). The biology of *Giardia* spp. Microbiological Reviews 55(4): 706–732.

Rodríguez-Vivas, R., Cob-Galera, L., & Domínguez-Alpizar, J. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed*, 12, 19-25.

Schares, G., Pantchev, N., Barutzki, D., Heydom, A.O., Bauer, C. & Conraths (2005). Oocysts of *Neospora caninum*, *Hammondia heydorni*, *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* in faeces collected from dogs in Germany. International Journal for Parasitology 35 (14): 1525–1537.

Seah, S.K., Hucal, G. & Law, C. (1975). Dogs and intestinal parasites: a public health problem. Can Med Assoc 112(10): 1191–1194.

Seimenis, A. (2003). Overview of the epidemiological situation on echinococcosis in the Mediterranean region. Acta Tropical 85 (2): 191-195.

Solana, C.A., García del Valle, M.I., Sáez Méndez, L. & Solís García del Pozo, J. (2014). Infecciones por cestodos. *Medicine - Programa de Formación Médica Continuada Acreditado* 11(53): 3099–3114.

Sommerfelt, I. E., Cardillo, N., López, C., Ribicich, M., Gallo, C., & Franco, A. (2006). Prevalence of *Toxocara cati* and other parasites in cats' faeces collected from the open spaces of public institutions: Buenos Aires, Argentina. *Veterinary parasitology*, 140(3), 296-301.

Taranto, N.J., Passamonte, L., Marinconz, R., De Marzi, M.C., Cajal, S.P. & Malchiodi, E.L. (2000). *Medicina* 60 (2): 217-220.

Tenter, A. M., Heckeroth, A. R., & Weiss, L. M. (2000). *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *International journal for parasitology*, 30(12), 1217-1258.

Thompson, R. C. (2000). Giardiasis as a re-emerging infectious disease and its zoonotic potential. *International journal for parasitology*, 30(12), 1259-1267.

Tutaya, R., Blanco, Y., Sandoval, M., Alcala, F., Aponte, M., & Devera, R. (2006). Coccidios intestinales en habitantes del Barrio 6 de Noviembre, Ciudad Bolívar, Estado Bolívar, Venezuela. *Rev Biomed*, 17, 152-4.

Vargas J. & Cortés J. (2001). *Neospora caninum*, ¿Una Zoonosis Potencial?. *Revista de Salud Pública* 3 (1): 89-93.

Velasco Lara P. (1993). En línea: Mundo ganadero. [dialnet.unirioja.es \(http://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2920950\)](http://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2920950)

Xhaxhiu, D., Kusi, I., Rapti, D., Kondi, E., Postoli, R., Rinaldi, L., Dimitrova, Z.M., Visser, M., Knaus, M. & Rehbein, S. (2011). Principal intestinal parasites of dogs in Tirana, Albania. *Parasitol Res* 108 (2):341-353.