

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS



IMPORTANCIA ZONOTICA DE *TOXOCARA CANIS*

Por:

MAYRA ALEJANDRA DUARTE RODRIGUEZ

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título del:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Torreón, Coahuila, México

Noviembre 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

IMPORTANCIA ZONOTICA DE *TOXOCARA CANIS*

Por:

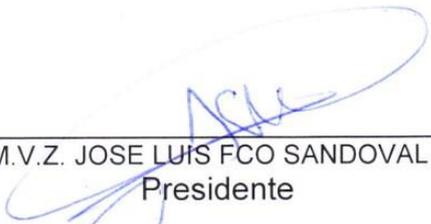
MAYRA ALEJANDRA DUARTE RODRIGUEZ

MONOGRAFIA

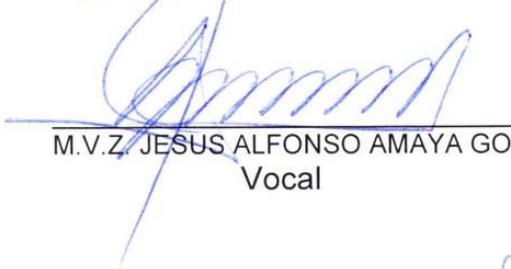
Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

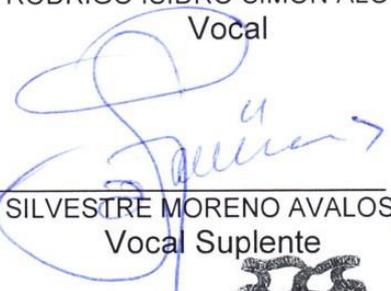
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

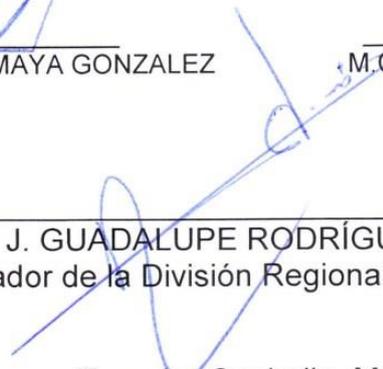
Aprobada por:


M.V.Z. JOSE LUIS FCO SANDOVAL ELIAS
Presidente


M.V.Z. RODRIGO ISIDRO SIMON ALONSO
Vocal


M.V.Z. JESUS ALFONSO AMAYA GONZALEZ
Vocal


M.C. SILVESTRE MORENO AVALOS
Vocal Suplente


MVZ. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal


Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México
Noviembre 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

IMPORTANCIA ZONOTICA DE TOXOCARA CANIS

Por:

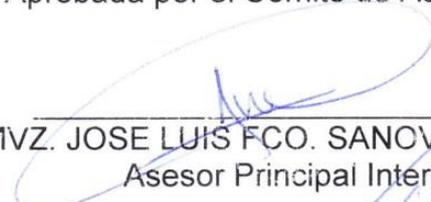
MAYRA ALEJANDRA DUARTE RODRIGUEZ

MONOGRAFIA

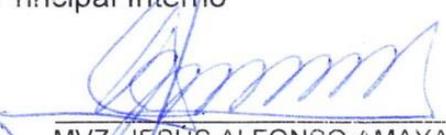
Presentada como requisito parcial para obtener el título del:

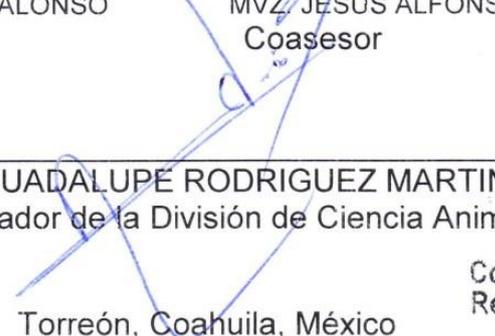
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

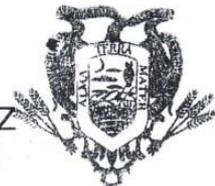
Aprobada por el Comité de Asesoría:


MVZ. JOSE LUIS FCO. SANOVAL ELIAS
Asesor Principal Interno


MVZ. RODRIGO ISIDRO SIMON ALONSO
Coasesor


MVZ. JESUS ALFONSO AMAYA GONZALEZ
Coasesor


M.C. J. GUADALUPE RODRIGUEZ MARTINEZ
Coordinador de la División de Ciencia Animal



Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal

Torreón, Coahuila, México
Noviembre 2018

RESUMEN

La toxocariasis, causada principalmente por *Toxocara canis*, es una de las zoonosis más comunes a nivel mundial; se presenta con mayor frecuencia en niños, asociada a condiciones desfavorables de higiene, hacinamiento, convivencia con perros parasitados, el nivel socioeconómico, la ubicación geográfica y los entornos en los cuales los animales depositan sus heces, lo que se convierte en un gran foco de contaminación para los humanos. El *Toxocara canis* ingresa al ser humano por contacto directo con heces de perro o por contaminación de alimentos. La carga parasitaria es de vital importancia, ya que está relacionada directamente con la gravedad de la enfermedad, con los diferentes síndromes que se producen y con la respuesta inmune desencadenada por el organismo, teniendo en cuenta el ciclo de vida que se lleva a cabo en el organismo humano. Para esta enfermedad no se puede realizar un diagnóstico por técnicas coproparasitológicas, por lo cual es necesario utilizar otros métodos, como el aumento de leucocitos con presencia de eosinofilia, la prueba de ELISA y, en algunos casos, por medio de biopsias.

Palabras clave: *Toxocara*, Zoonosis, Síndromes, Perros, Contaminación.

INDICE

Contenido

RESUMEN	i
INDICE	ii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. HISTORIA	3
III. GENERALIDADES DE <i>TOXOCARA CANIS</i>	4
3.1 Clasificación taxonómica	4
3.1.2 Ciclo biológico	4
3.1.3 Morfología.	5
FIGURA 3 MORFOLOGIA DE TOXOCARA- UNAM, 2010.	7
3.1.4 Signos en caninos	7
3.1.5 Lesiones en caninos	7
3.1.6 Patogenia	9
3.1.7 Diagnostico veterinario	9
3.1.8 Tratamiento veterinario	9
VI. ZONOSIS	10
6.1 Diagnostico	14
6.2 Epidemiologia	17
IIIIV. Métodos de identificación.	18
XI. CONCLUSIONES	24
VI. LITERATURA CITADA	25

I. INTRODUCCIÓN

El control de las parasitosis internas de los caninos se debe abordar desde el punto de vista de la salud del animal, así como de la importancia en su potencial zoonótico y de salud pública (Carrada, 2006).

Los nematodos como *toxocara* y su importancia se han incrementado en años recientes debido al aumento desproporcionado e indiscriminado en la población de las mascotas y la poca importancia que los dueños le dan a la profilaxis en la salud animal (Carrada, 2006).

Las infecciones gastrointestinales por parasitosis presentan un cuadro clínico muy parecido.

Los efectos de estos parásitos en la salud animal van desde casos subclínicos a casos crónicos que deterioran lentamente la salud del animal y casos extremos que pueden llegar a ocasionar la muerte (Cordero del Campillo et al. 1999). Algunos de estos parásitos representan un riesgo potencial para la población humana, principalmente en lugares donde los perros no reciben la atención médica adecuada (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006).

Alrededor del 14 por ciento de los humanos aparentemente sanos demuestran evidencia de infecciones presentes o pasadas de *Toxacara canis* (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006)

Las infecciones por parásitos internos se pueden asociar con enteritis bacterianas o de carácter viral (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006).

Para hacer un diagnóstico adecuado de la infección que puede estar presente y tomar las medidas terapéuticas necesarias es fundamental conocer los diferentes géneros y especies que afectan al perro (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006).

El conocimiento del ciclo de vida de los parásitos nos ayuda a entender mejor la patogenia y, por lo tanto, la necesidad de tratamiento que se aplicaría a cada caso (Guerrero, 2017)

En esta revisión de *toxocara canis* y su importancia zoonótica veremos las diferentes formas de transmisión de este parásito y el cuadro patológico que causa en el ser humano y en los caninos tan relacionado uno del otro (Guerrero, 2017).

A lo largo de su historia, la humanidad ha venido estableciendo un estrecho contacto con los animales, lo que ha generado un aumento considerable en el desarrollo de diferentes enfermedades parasitarias y zoonóticas; la OMS ha notificado alrededor de 200 zoonosis, de las que, aproximadamente, 50 son transmitidas al ser humano por caninos, siendo una de las más frecuentes a nivel mundial la infección producida por *Toxocara canis* (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006).

Toxocara canis es un nemátodo que habita en el intestino delgado del perro, que es el huésped definitivo; sus huevos pueden sobrevivir aproximadamente 3 años en condiciones ambientales favorables para ellos, por lo cual se pueden encontrar en el suelo de diferentes zonas habitadas por el hombre; es por esto que el suelo es considerado la principal fuente de infección para los humanos, sobretodo en niños que tienen hábitos de geofagia, que juegan en los parques y que conviven con perros que están parasitados. De esta manera, la forma adulta del parásito ingresa en el hombre y se aloja en su intestino, produciendo síndromes de larva migrans, ya sea visceral, neurológico, ocular y encubierta (Taranto et al. 2000; Andresiuk et al. 2004; Carrada 2006).

Según datos establecidos por la OMS, la toxocariasis se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial, siendo endémica en la mayor parte de América, África y Asia, donde afecta principalmente a personas de estratos socioeconómicos bajos, debido a las condiciones de higiene desfavorables, al hacinamiento, a la convivencia con perros enfermos, a la ubicación de las residencias y a los entornos en los cuales los animales depositan sus heces, lo que se convierte en un gran foco de contaminación para los humanos, ya sea por contacto directo o por consumo de alimentos previamente contaminados con heces; además, donde no se realizan campañas de educación sanitaria en las que se expliquen los diferentes factores de riesgo y cómo prevenirlos; campañas de educación que deberían ser promovidas a nivel mundial en diferentes comunidades para contribuir a la disminución de la enfermedad, como se ha hecho con muchas otras enfermedades endémicas (Elanie, 2011).

Es importante tener en cuenta que esta patología no se puede diagnosticar mediante técnicas coproparasitológicas, ya que las larvas, una vez invaden al ser humano, no llegan a su estado adulto y no producen huevos; por ello el diagnóstico de esta enfermedad se realiza principalmente por la medición de anticuerpos anti *toxocara*, por medio de la técnica de ELISA, por la aparición de eosinofilia producida por la presencia del parásito y por biopsias del tejido infectado (Eliane, 2011).

Teniendo en cuenta los diferentes mecanismos por los cuales el ser humano puede adquirir la infección producida por este parásito, las condiciones que este necesita para desarrollarse y su alta prevalencia a nivel mundial, surge gran inquietud por

saber cuáles son las consecuencias de la transmisión zoonótica de este parásito en la salud de los seres humanos (Eliane, 2011).

II. HISTORIA

Los nematodos tienen una muy reducida evidencia fósil. Se conocen escasos Nematodos fósiles, porque las condiciones favorables a su conservación se producen excepcionalmente. Sin embargo, se han descrito varias especies del Terciario, y especialmente Mermítidos parásitos del Oligoceno Inferior, encontrados en insectos conservados en ámbar en el Báltico de hace 120 a 130 millones de años (Beaver, 1986).

También se conocen nematodos en mamíferos del pleistoceno.

Los más antiguos escritos encontrados sobre nematodos datan de 4600 años, encontrados en china y se tratan sobre el *Ascaris*. Este mismo nematodo tiene referencia en el antiguo Egipto hace 300 años (Beaver, 1986).

Con la aparición del microscopio se incrementa el interés por el estudio del ciclo de vida y la estructura de estos seres (Boch, 1977).

Un microbiólogo llamado Tyson escribió sobre sus hallazgos en 1685 estudiando la morfología del *Ascaris* (Boch, 1977).

En el año 2000 Tullis Onstott de la Universidad de Princeton informó de la presencia de organismos similares a los gusanos a 1,3 Km por debajo de la superficie en las rocas de las minas de oro de Sudáfrica. Como no es experto en el campo contactó con Gaetan Borgonie, de la Universidad de Ghent (Bélgica). Recolectaron y filtraron 10.000 litros de agua de cinco minas del área y encontraron unas raras criaturas. Se trataba de nematodos. Nunca se había informado de la presencia de nematodos a esas profundidades. Estos seres parecen subsistir a base de microorganismos y sólo requieren trazas de oxígeno para respirar (Taranto et al. 2000; Andresiuk *et al.*, 2004; Carrada 2006).

Han encontrado diversas especies de nematodos que viven a profundidades moderadas y que se corresponden con especies que normalmente viven en la superficie, pero también han encontrado a *Halicephalobus mephisto*, que es la primera vez que es descrito por la ciencia. Vive a 1,3 km de profundidad, en donde la temperatura es de 37 grados centígrados. Además, han recuperado ADN de otra especie que viviría a 3,6 km de profundidad, en donde reinan unos 48 grados centígrados de temperatura. (Taranto et al. 2000; Andresiuk *et al.*, 2004; Carrada 2006).

Los análisis de radiocarbono revelaron que el agua presente en esos lugares ha estado allí desde hace 3000 o 12000 años, lo que sugiere que el oxígeno no se ha introducido allí por medios humanos. Aunque la contaminación es siempre un asunto espinoso en este tipo de investigaciones, los autores del estudio proporcionan bastantes pruebas de que las muestras han sido tratadas con las suficientes precauciones (Taranto et al. 2000; Andresiuk *et al.*, 2004; Carrada 2006).

Se especula que quizás la primera vida multicelular en la superficie terrestre pudo ser similar a los nematodos y que éstos serían los últimos seres multicelulares en desaparecer (Taranto *et al.*, 2000; Andresiuk *et al.* 2004; Carrada 2006).

III. GENERALIDADES DE *TOXOCARA CANIS*

3.1 Clasificación taxonómica

Clase – Nematodo

Orden – *Ascaroidea*

Familia – *Ascaridae*

Genero – *Toxocara*

Especie – *Toxocara canis*

3.1.2 Ciclo biológico

La infección por *toxocara canis* puede ocurrir por cuatro vías.

- 1.- La infección prenatal por migración transplacentaria.
- 2.- Infección a través de la leche como resultado de migración transmamaria
- 3.- Ingestión de huevos infectantes.
- 4.- La ingestión de un huésped intermediario.

Además, existen tres formas más de migración que ocurren o pueden ocurrir una vez que se ha infestado el huésped (Quiroz, 1990).

Migración hepato pulmonar.

Migración a través del tracto gastrointestinal.

Migración a través del tejido somático.

(Quiroz, 1990).

3.1.3 Morfología.

Los machos llegan a medir hasta 10 centímetros y las hembras 18 centímetros de longitud por 2 a 3 milímetros de diámetro en su estado adulto (Lapage, 1991).

Son parásitos de color pardusco o blanco amarillento (Lapage, 1991).

Los huevos miden aproximadamente 90 por 75 micras, posee aletas cervicales que están estriadas, a lo largo de los lados del cuerpo tanto de la hembra como del macho. La cola del macho posee membranas semejantes a las del cuerpo y un apéndice corto también en la cola (Lapace, 1991).

Presenta tres labios y tiene forma de lanza en su extremidad cefálica. El esófago presenta un bulbo musculoso, en su extremo posterior presenta alrededor de 20 pares de papilas preanales (Quiroz, 1990).



FIGURA 1 HUEVO EMBRIONADO DE *TOXOCARA CANIS* FMVZ, 2008.

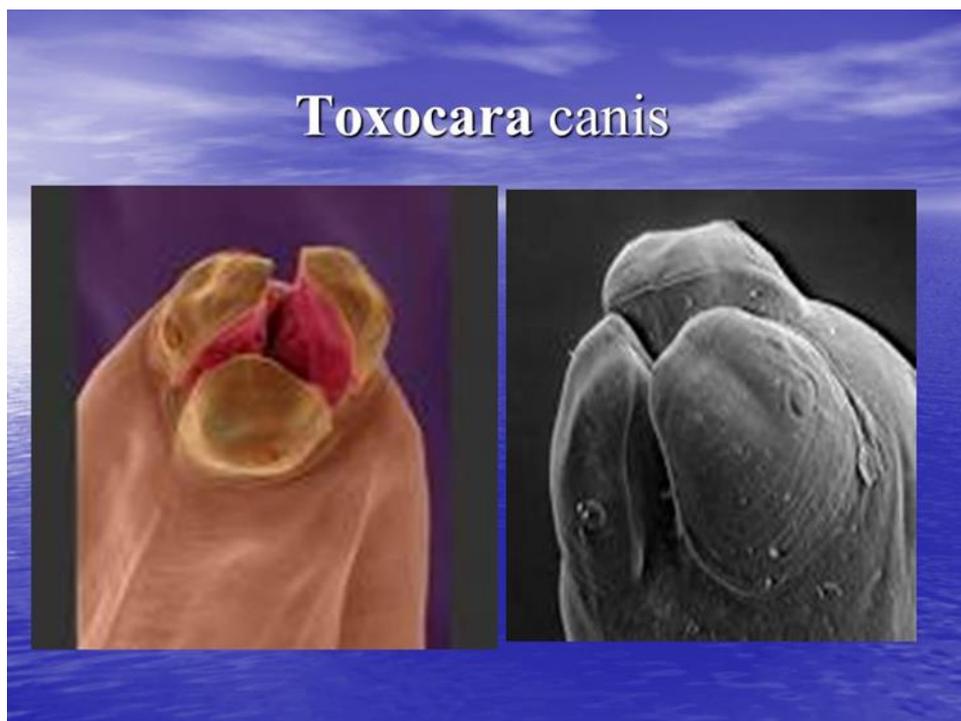


FIGURA 2 MORFOLOGIA BUCAL DE
TOXOCARA CANIS. CLM, 2012.

La forma de transmisión por huésped intermediario se da por la ingestión de huéspedes accidentales del parásito como son, ratas, ratones, conejos y aves que fueron infestadas al ingerir los huevos de *Toxocara canis* y que desarrollaron la larva migrans visceralis (Quiroz, 1990).

Las larvas que emergen de los huevecillos en el intestino del huésped perforan la pared intestinal y emigran a través de los pulmones del huésped. (Quiroz, 1990).

La conducta migratoria de las larvas de *Toxocara canis* depende no solo de la especie sino también de la edad y el estado fisiológico del huésped. Así las larvas que incuban en huevos no alcanzan maduras en perros mayores de un mes de edad, sino que se enquistan en tejidos somáticos como larvas de segunda etapa (Cooper et al, 2017).



FIGURA 3 MORFOLOGIA DE TOXOCARA- UNAM, 2010.

3.1.4 Signos en caninos

Las infecciones moderadas normalmente no cursan con manifestaciones clínicas evidentes en la fase de migración intraorgánica. En cambio, en las infestaciones intensas pueden manifestarse por tos, taquipnea, flujo nasal y signos nerviosos como intranquilidad, que pudiera deberse a una acción irritativa de su forma adulta en el intestino (Georgi, 1994) (Figura 4).

O bien larvas erráticas en el sistema nervioso central.

En los signos clínicos más frecuentes también podemos encontrar la debilidad, dolor abdominal, diarrea, vómito, fiebre, abdomen colgante, retardo en el crecimiento y pelo hirsuto (Georgi, 1994).

Pueden ocluir la luz del intestino y causar la muerte por obstrucción, así como intususcepción o perforación intestinal (Georgi, 1994).

Al emigrar las larvas hacia el hígado y los pulmones se producen granulomas eosinofílicos en estos órganos (Georgi, 1994).

No es raro observar en el vómito o ya sea en las heces la presencia de los nematodos (Georgi, 1994).

El curso crónico arroja una progresiva desnutrición con o sin diarreas intermitentes, hay un considerable retraso en el crecimiento de los cachorros con anemia y delgadez con una diferencia de peso de 1 a 2 kilogramos (Georgi, 1994).

3.1.5 Lesiones en caninos

El paso de las larvas por el hígado, pulmón y riñón causa inflamaciones focales, inicialmente hemorrágicas más tarde de carácter granulomatoso eosinofílico (Muñoz et al. 2010).

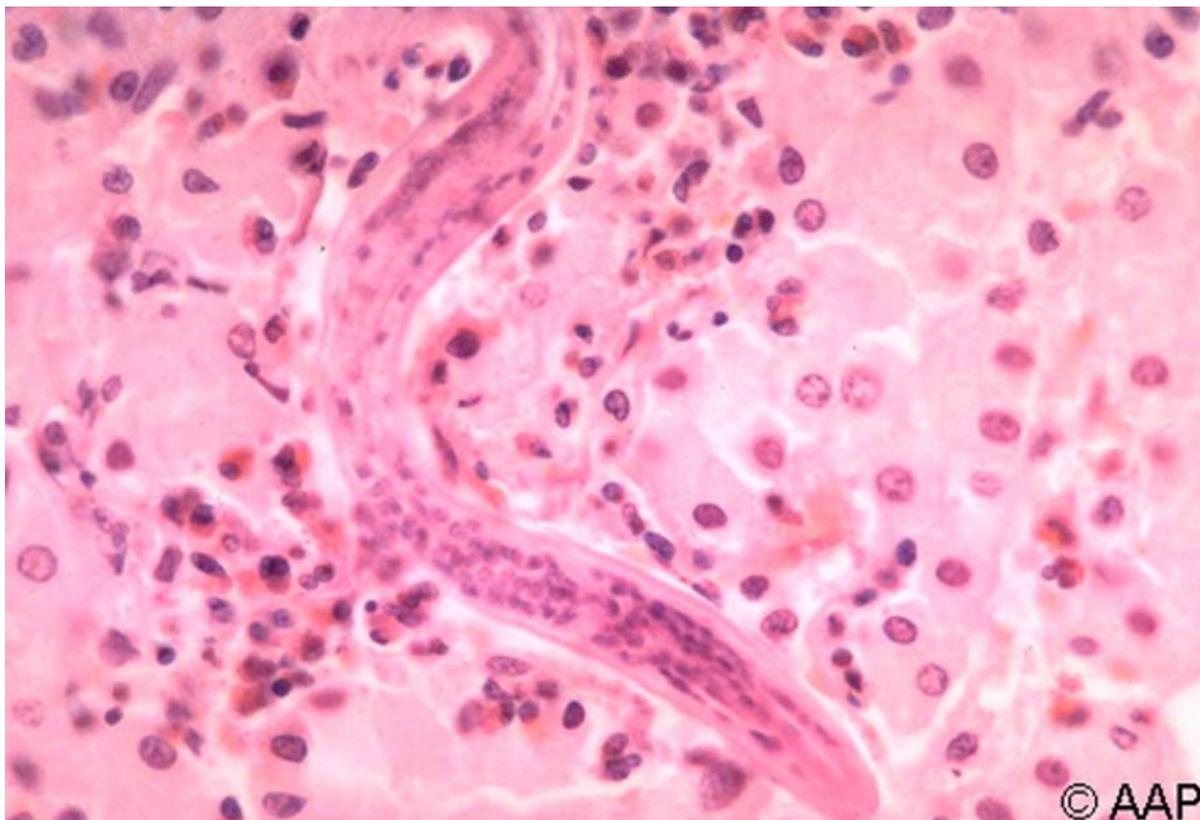


FIGURA 5. EXUDADO EOSINOFILICO EN HIGADO AAP, 2010.

En hígado las lesiones van de 0.5 milímetros a 1.5 milímetros distribuidas irregularmente. Los ganglios linfáticos están ligeramente infartados. En los pulmones aparecen múltiples focos amarillentos o rojizos de 0.5 a 3 milímetros dispersos en todos los lóbulos (Muñoz et al. 2010).

Hay también neumonitis intersticial multifocal, con infiltrados inflamatorios y eosinofilia que persiste hasta 7 semanas después del paso de las larvas.

Los riñones presentan zonas decoloradas irregulares en la superficie y focos blanquecinos de 1 milímetro en la corteza, también puede haber lesiones similares en bazo, diafragma y miocardio (Muñoz et al. 2010).

En el intestino se encuentran numerosos *toxocara* enrollados en abundante moco (Muñoz et al. 2010).

3.1.6 Patogenia

Proviene de las migraciones larvarias y de su localización en diferentes tejidos y órganos ejerce una acción traumática acompañada de la mecánica obstructiva de su paso por la pared intestinal, hígado, pulmones, con ruptura de capilares y alveolos (Cooper et al. 2017).

Los ascáridos juveniles y adultos en su fase intestinal ocasionan acciones mecánicas, irritativas y obstructivas que pueden interferir con el tránsito y la digestión normal de los alimentos. La acción expoliadora selectiva la ejercen sobre nutrientes como vitaminas, proteínas e hidratos de carbono, lo que supone una competencia con el hospedador y contribuye con el deterioro en su nutrición (Cooper et al. 2017).

En infestaciones débiles las migraciones larvarias no ocasionan daños importantes en los órganos y tampoco los adultos en el intestino. Por el contrario, en infestaciones intensas el paso de las larvas a través de los pulmones se relaciona con neumonía, y en ocasiones con edema o exceso de exudado pulmonar (Cooper et al. 2017).

3.1.7 Diagnostico veterinario

Observación de los huevos de *ascarido* en un análisis coprológico (Coffin, 1998).

Los signos clínicos pueden sugerir la existencia de un cuadro de parasitismo (Coffin, 1998).

La observación de los parásitos a la necropsia (Coffin, 1998).

Es importante tener en consideración la edad del animal, el brillo de pelo, el grado de dilatación abdominal y el vómito o diarreas intermitentes con presencia de los parásitos (Coffin, 1998).

En su diagnóstico diferencial se puede sospechar de diarreas mecánicas, infecciones gastrointestinales de otro tipo, o de parasitosis como *toxocara leonina* (Coffin, 1998).

3.1.8 Tratamiento veterinario

Las sales de piperacina son útiles frente a *toxocara canis* y bien toleradas por los cachorros, lo que facilita el tratamiento de infecciones prenatales; su aplicación es a dosis de 100 a 200 miligramos por kilogramo de peso, tiene buena eficacia frente a los adultos intestinales, pero en menor grado sobre los estadios inmaduros (Flores, 1992).

El pamoato de pirantel a dosis de 5 miligramos por kilogramo de peso es eficaz incluso en la forma juvenil del parásito en los cachorros. La dosificación repetida en concentraciones menores, es más eficaz que la concentración alta en una sola dosis. Es activo también frente a *Ancylostomas* en forma de pasta, que se administra en

forma segura a cachorros de pocos días, se considera seguro en la gestación y la crianza (Quiroz, 1990).

El nitroscanato micronizado en dosis únicas de 25 a 50 miligramos por kilogramo funciona contra nematodos intestinales y cestodos del perro, siendo muy tolerado por los cachorros y hembras gestantes (Quiroz, 1990).

El mebendazol controla los ascáridos dos veces al día durante 3 días a dosis de 20 a 22 miligramos por kilogramo (Quiroz, 1990).

Se recomienda la desparasitación repetida de los cachorros a las 4, 6 y 8 semanas de vida ante el riesgo de transmisión a través de la leche materna o bien de la contaminación ambiental, las madres deberán ser desparasitadas en simultaneo con los cachorros (Mehlhorn, 1999).

El febantel se recomienda en caso de gusanos presentes en los pulmones o para larvas migrantes, en cuyo caso se recomiendan 4 aplicaciones cada 6 semanas, muestra eficacia frente a *toxocara canis* y *ancylostoma caninum*, la dosis es de 10 miligramos por kilogramo (Mehlhorn, 1999).

El control para la toxocariasis es el tratamiento de los perros infectados especialmente cachorros y madres para evitar la contaminación ambiental, esto junto a la limpieza a fondo de las heces de los animales, como opciones tenemos el hipoclorito de sodio y cloruro de benzalconio, la acción de los rayos UV muestra la manera más eficaz de eliminar el desarrollo del parásito por desecación, (Cordero, 1999).

Todo esto con los programas de desparasitación preventiva cada 6 meses durante la vida del perro ayudando así a bajar los riesgos de una potencial infección (Cordero, 1999).

VI. ZONOSIS

Toxocara canis es un nemátodo que habita en el intestino delgado de los caninos, y es endémico en todo el mundo; puede producir infección en el ser humano a partir de la ingestión de los huevos presentes en la tierra, verduras crudas y alimentos contaminados con las heces de perro (3). Este parásito pertenece al grupo de los enteroparásitos acáridos capaces de infectar al hombre accidentalmente, por lo cual la infección que produce es considerada una zoonosis; en este grupo se incluyen parásitos como *Toxocara cati*, *Toxocara vitolorum*, *Toxocara canis* y demás parásitos del género *Toxocara* que han sido reportados como zoonóticos en el ser humano (Archelli et al, 2008).

Toxocara canis pertenece al phylum nematoda; es un nematodo parásito de cuerpo cilíndrico y no segmentado que mide entre 5 y 15 cm. de longitud; es frecuente y casi universal del intestino delgado de caninos, zorros y lobos (5). La hembra de *Toxocara canis* pone alrededor de 200.000 huevos al día, solo en el intestino delgado del perro, que es el único huésped definitivo; tanto machos como hembras, desde los 20 días de nacidos hasta 1 año de edad, dispersan huevos de *Toxocara canis*; las hembras mayores de 1 año durante el celo, la pre-ñez o la lactancia, diseminan los huevos del parásito (Archelli et al, 2008).

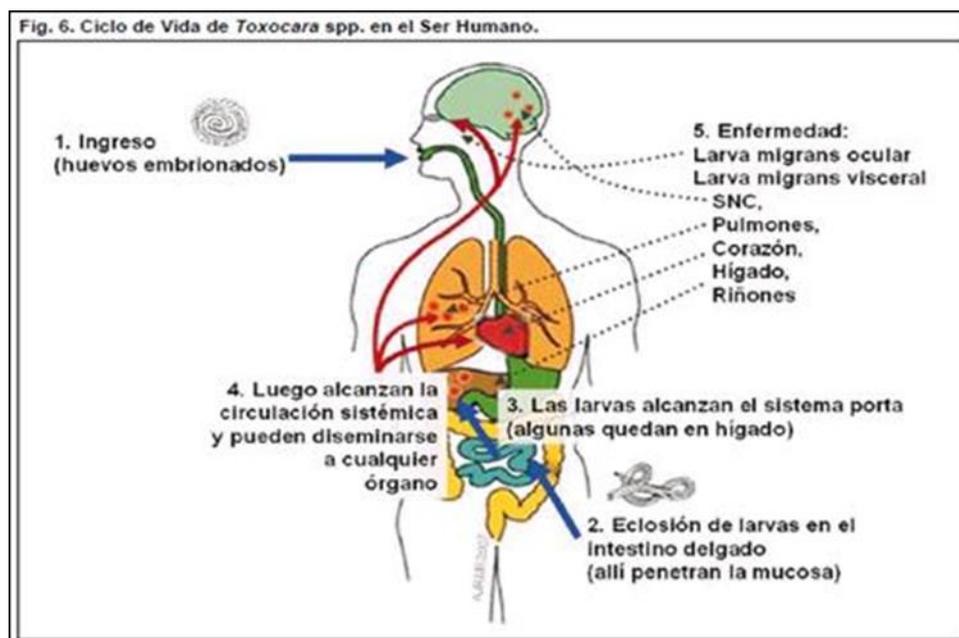


FIGURA 6. ZONOSIS DE TOXOCARA CANIS EN EL SER HUMANO CDC, 2002.

Para *Toxocara canis*, el suelo es un gran reservorio, donde los huevos evolucionan hasta el estadio juvenil (L2), lo que les permite permanecer estables durante uno a tres años; esto eleva la posibilidad de que el ser humano se infecte. La ingestión en caninos es por vía oral, el consumo de huevos infectados es la causa más común, pero se puede deber también por la ingesta de hospedadores infectados con el parásito. Los huevos eclosionan en el intestino delgado proximal; las larvas en estadio dos atraviesan la mucosa intestinal, hasta llegar a la circulación portal, donde llegan al hígado, y siguiendo la circulación llegan al corazón, pulmón y tráquea; de la tráquea son nuevamente ingeridos, y en el intestino mudan hasta alcanzar la madurez sexual, donde se producen los huevos no embrionados; estos huevos son eliminados a través de las heces y se desarrollan en el suelo, el cual les brinda las condiciones necesarias para su desarrollo y crecimiento; según la literatura, el período de prepatencia se calcula en 30 días, desde la ingestión hasta la eliminación (Archelli, 2008).

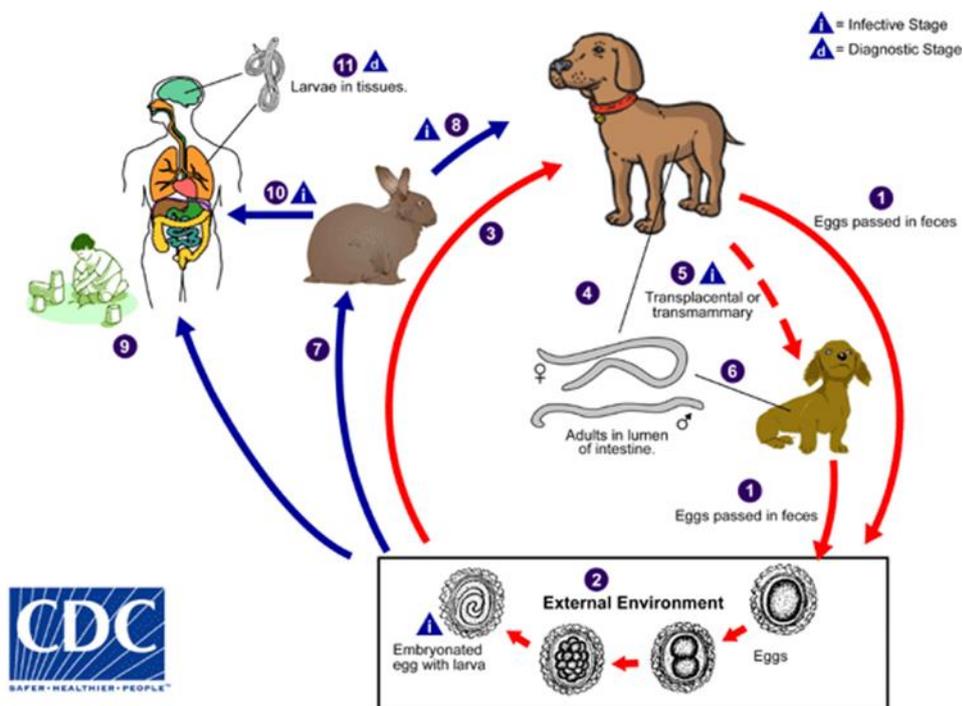


IMAGEN 7 CICLO BIOLÓGICO DE *TOXOCARA CANIS* CDC, 2002.

La infección en el humano se da cuando este ingiere los huevos embrionados; estos ingresan al organismo, se convierten en larvas e invaden la pared intestinal, distribuyéndose por diferentes órganos del cuerpo humano, lo cual produce el síndrome de larva migrans, debido a que estos parásitos no pueden evolucionar hacia formas adultas en el ser humano y quedan en su forma larval (Imagen 7). En los perros adultos el ciclo de infección es igual hasta la migración al pulmón, pero en estos los huevos llegan a la circulación y de allí pasan a los órganos y los músculos, donde las larvas pueden sobrevivir durante varios años (Luzna, 2005).

Las zoonosis son todas aquellas enfermedades transmisibles de forma natural de los animales a los humanos y viceversa (1). La OMS ha establecido que la toxocariosis se encuentra distribuida a nivel mundial, siendo endémica en la mayor parte de los países de América, África y Asia; esta es una de las enfermedades más prevalentes a nivel mundial y está relacionada con diferentes factores de riesgo a los cuales las personas se encuentran expuestas diariamente, como lo son el nivel socioeconómico, la ubicación geográfica del país, las viviendas en las cuales hay mascotas parasitadas, condiciones bajas de higiene, hábitos de geofagia en los niños, principalmente, y condiciones de hacinamiento (Rateb, 2011).

Una vez el parásito ingresa al ser humano, se desarrolla en larva y puede migrar a diferentes órganos, como los ojos, el hígado, los riñones y los pulmones, y así se produce el síndrome de larva migrans, que puede ser visceral, ocular, neurológico y encubierta, y otras patologías (Rivalova, 2009).

La infección producida por *Toxocara canis* en el ser humano se presenta en tres fases diferentes, y la gravedad de la enfermedad depende del número de parásitos, del sitio de la infección y de la respuesta inmune del huésped. La fase aguda se produce cuando en el estómago de la persona que ha ingerido accidentalmente el huevo del parásito se liberan las larvas, con ayuda de los jugos gástricos y de las enzimas pancreáticas, larvas que por circulación sanguínea y linfática migran a diferentes órganos. Una vez terminada la fase aguda se presenta la fase latente, en la cual el parásito es atacado por el sistema inmunológico del ser humano y es llevado a un estado de latencia en el músculo, con lo cual no se van a producir ni signos ni síntomas característicos de la enfermedad; entre mayor sea la cantidad de parásito ingerido, va a ser mayor la respuesta inmune producida por el organismo, lo cual va a desencadenar una respuesta inflamatoria y, como consecuencia, esta fase de latencia lleva al paciente al desarrollo de una fase crónica de la enfermedad. En la fase crónica, por la respuesta inflamatoria desencadenada, el parásito se ubica en diferentes órganos y tejidos del hospedero accidental; como consecuencia de esto se van a producir los diferentes síndromes de larva migrans (Quiroz, 1999).

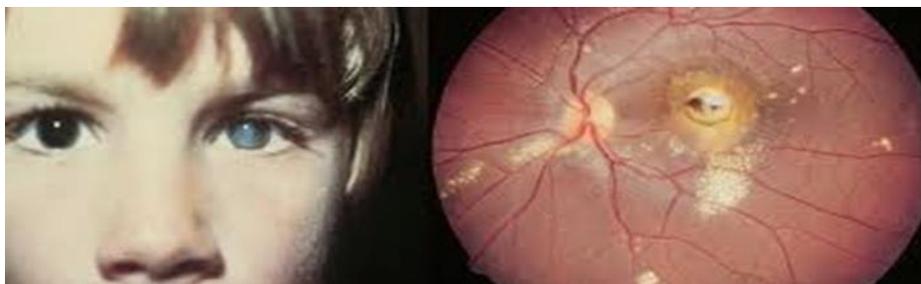


FIGURA 8. LARVA MIGRANS OCULAR CDC, 2010.

El síndrome de larva migrans visceral suele ser autolimitado; se presenta con mayor frecuencia en niños y cursa con manifestaciones clínicas, como lo son la hepatitis y la enfermedad pulmonar, presentando síntomas como hepatomegalia, tos, dificultad respiratoria y asma; en el corazón se puede producir miocarditis, y en algunos casos insuficiencia cardíaca; en la piel se evidencia una dermatitis atópica, y cuando se presenta de forma entérica se caracteriza por anorexia, náuseas, vómito, fiebre y dolor.



FIGURA 9. LARVA MIGRANS SHLIDESHARE UCD DAVIS, 2013.

Los síndromes producidos por este parásito son, generalmente, erradicados con antihelmínticos, pero el método más efectivo para reducir los altos índices de la enfermedad a nivel mundial es la profilaxis, que se basa en evitar la contaminación del suelo y los alimentos con heces de perros, control veterinario de las mascotas y disminuir los factores de riesgo tanto en humanos como en las mascotas (Cortez, 2003).

6.1 Diagnóstico

Para el diagnóstico de *Toxocara canis* se debe tener en cuenta el tipo de toxocariasis que está cursando la persona infectada, conocer la historia clínica, identificar las características clínicas del paciente y su situación socioeconómica, para determinar los posibles factores predisponentes de la enfermedad y poder realizar un diagnóstico diferencial. Lo ideal en este tipo de infecciones es conocer e identificar la fuente principal de la infección, para reducir el riesgo de posibles infecciones futuras o una diseminación a la comunidad, así como también identificar y escoger el mejor método para tener un correcto y oportuno diagnóstico (Rivarola, 2009).



FIGURA 10. CACHORRO INFESTADO CON *TOXOCARA CANIS* OBSERVESE PELO HIRSUTO Y ABDOMEN COLGANTE RIVAROLA, 2009.

En los animales que se encuentran parasitados se realiza el diagnóstico por el método coproparasitológico, ya que los huevos embrionados de *Toxocara canis* se pueden observar en el examen microscópico; esta es la técnica más común para realizar el diagnóstico en los animales parasitados (Quiroz. 1999).

En el ser humano no es posible realizar un diagnóstico por técnicas coproparasitológicas, debido al ciclo de vida que lleva el parásito dentro del organismo humano, por lo cual es indispensable utilizar métodos alternativos (Rivera, 2008).

Larva migrans ocular

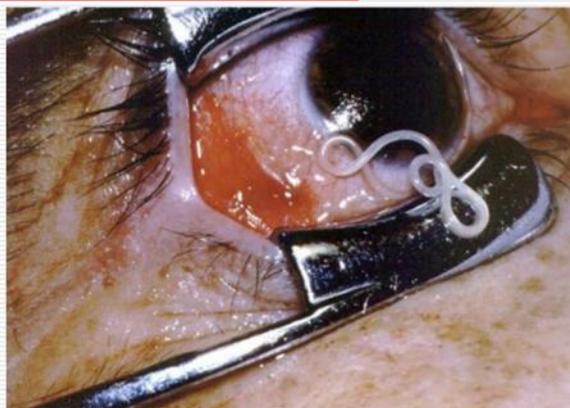


FIGURA 11 LARVA MIGRANTE OCULAR. UNAM 2010.

Con el gran avance científico de los últimos años, se han creado nuevas técnicas para realizar el diagnóstico de diferentes enfermedades; teniendo en cuenta el tipo de toxocariosis se utilizan diferentes métodos para su diagnóstico, como la biopsia, pero como este es un procedimiento invasivo para el paciente, se ha optado por las técnicas inmunológicas (4). Actualmente se realiza el diagnóstico serológico de la toxocariosis por medio de la técnica inmunoenzimática ELISA, que va a detectar la presencia de antígenos secretados por las larvas de *Toxocara canis*, permitiendo diagnosticar las diferentes presentaciones clínicas de la enfermedad (Ramírez et al, 2010).

Hay que tener en cuenta algunos parámetros importantes, como la presencia de eosinofilia y la observación de las larvas enquistadas en diferentes órganos del cuerpo humano, que en la mayoría de los casos tiende a ser confundida con lesiones tumorales, por lo cual se debe realizar un manejo quirúrgico para corroborar el diagnóstico (García, 2009).

Es importante, para realizar un correcto diagnóstico de esta patología, observar detalladamente tanto los signos como los síntomas de la enfermedad, los cuales, en la mayoría de los casos, no son específicos y tienden a confundirse con otras patologías, por lo cual es de vital importancia tener un apoyo clínico de imagenología, para descartar un posible tumor, y de laboratorio clínico, para confirmar la enfermedad (García, 2009).

6.2 Epidemiología

Debido al incremento del número de casos de esta enfermedad, se han desarrollado diferentes estudios epidemiológicos que indican la presencia de la enfermedad a nivel mundial, como se relaciona en la siguiente tabla (tabla 1).

Los altos grados de seropositividad para *Toxocara canis*, probablemente, estén relacionados con el alto porcentaje de viviendas con mascotas con condiciones de higiene dudosas, y en especial con calles y parques públicos que tienen condiciones sociales y medioambientales para una alta prevalencia de toxocariasis canina y su inminente riesgo al ser humano (Lozano, 2011).

Podemos observar que esta zoonosis se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial, tanto en países desarrollados, subdesarrollados y en vía de desarrollo, lo cual se debe a la costumbre de tener perros de compañía que, generalmente, están contaminados o adquieren la enfermedad del ambiente, convirtiéndose en un gran foco de contaminación para el ser humano (Lozano, 2011).

En países como Francia, Suiza, Corea y España se observa una baja prevalencia de la enfermedad, debido a que ejercen control de infecciones en caninos tanto domésticos como callejeros, lo cual reduce el porcentaje de contaminación hacia el ser humano, pero no erradica el riesgo, dado que el parásito se encuentra de forma natural en los suelos y en el ambiente (Lozano, 2011).

III. Métodos de identificación.

Frotis directo.

Tome una gota de solución salina en un porta objeto y mézclela con una pequeña cantidad de heces usando un palillo evitando colocar una gran cantidad de materia fecal ya que dificulta la lectura de la muestra, la solución debe mantener cierta transparencia para leer a través de ella (Mehlhorn, 1999).

Se coloca un cubre objetos y se examina a baja y alta magnificación (Mehlhorn, 1999).

Flotación fecal.

Muchos s

Cloruro de sodio... 331 gramos.

Agua... 1 litro.

1-. Separar de la muestra 2-5 gr. de heces en un recipiente (mortero, taza).

2-. Agregar 15 ml de solución salina saturada.

3-. Disolver muy bien las heces con una cucharilla o un abate lenguas. Hasta que quede una pasta uniforme.

4-. Pasar la mezcla por un colador en un recipiente limpio.

5-. Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde dejando un menisco convexo.

6-. Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.

7-. Colocar un cubreobjetos y esperar 15-30 min como máximo. Si se pasa de este tiempo, los huevos colapsan o se rompen debido a la acción osmótica.

8-. Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos

9-. Observar al microscopio con el objetivo de 10X.

(Mehlhorn, 1999).

El método de flotación con solución salina debe realizarse como se describió anteriormente, el uso de solución salina fisiológica no sirve para esta técnica ya que no tiene la densidad requerida (Mehlhorn, 1999).

Solución sacarosa.

Esta solución se recomienda para el diagnóstico de helmintos y no es recomendable para el diagnóstico de Giardia (Mehlhorn, 1999).

Azúcar... 456 gramos

Agua destilada... 355 mililitros.

Fenol o formol al 10%... 6 mililitros.

Calentar mezclando continuamente hasta disolver el azúcar evitando la ebullición, agregar el fenol (o formol10%) como conservador.

(Mehlhorn, 1999).

1-. Mezclar de 2 a 5 gramos de heces en 15 mililitros de solución sacarosa.

2-. Disolver muy bien con una cucharilla o abate lenguas hasta formar una pasta homogénea.

3-. Pasar la mezcla por un colador a un recipiente limpio.

- 4-. Colocar en tubo de ensayo el líquido infiltrado.
- 5-. Centrifugar a 1500 rpm durante 10 minutos.
- 6-. Colocar el tubo en una rejilla y agregar más solución sacarosa hasta el borde del tubo dejando un menisco convexo.
- 7-. Eliminar con un palillo las burbujas u objetos flotantes.
- 8-. Colocar un cubre objetos sobre el tubo de ensayo y esperar de 10 a 20 minutos.
- 9-. Retirar con cuidado el cubre objetos y colocarlo sobre un porta objetos.
- 10-. Observar al microscopio.
(Mehlhorn, 1999).

Solución con sulfato de zinc.

Sulfato de zinc... 331 gramos

Agua... 1 litro.

- 1-. Mezclar 1-2 gr. de heces frescas con 15 ml de solución de sulfato de zinc al 33% en un recipiente (mortero, taza).
- 2-. Disolver muy bien las heces con una cucharilla o un abate lenguas. Hasta que quede una pasta uniforme.
- 3-. Pasar la mezcla por un colador en un recipiente limpio.
- 4-. Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde dejando un menisco convexo.

- 5-. Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
 - 6-. Colocar un cubreobjetos y esperar alrededor de 10 min.
 - 7-. Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo sobre una laminilla
 - 8-. Observar al microscopio con el objetivo 20X.
- (Mehlhorn, 1999).

Técnica de Faust.

La técnica de Faust, muestra una buena concentración de quistes de protozoarios, así como huevos y larvas de helmintos (Mehlhorn, 1999).

Esta técnica tiene una gran ventaja, las formas parasitarias se encuentran con facilidad, debido a que se eliminan la gran mayoría de residuos y material orgánico que es tan común en las heces de los carnívoros (Mehlhorn, 1999).

- 1-. Mezclar bien una porción de materia fecal para preparar una suspensión homogénea con 1 a 2 g de materia fecal en 10 ml de agua destilada.
- 2-. Filtrar la suspensión a través de un colador o una gasa doblada en cuatro, en un recipiente limpio.
- 3-. Colocar en un tubo de ensayo la mezcla filtrada.
- 4-. Centrifugar el filtrado a 1500 rpm por 3 min.
- 5-. Decantar el líquido sobrenadante (dejando solo el sedimento) y volver completar con agua hasta igualar la medida anterior, centrifugar nuevamente.
- 6-. Re suspender el sedimento.

7-. Repetir el procedimiento 3-5 veces hasta que el líquido sobrenadante esté limpio.

8-. Decantar nuevamente el líquido sobrenadante reemplazándolo por igual cantidad de solución de sulfato de Zinc al 33%. Mezclar bien la solución con el sedimento. Centrifugar durante 3 minutos a 1500 rpm.

9-. Colocar el tubo de ensayo en una rejilla y agregar más solución de sulfato de zinc al 33% hasta el borde dejando un menisco convexo.

10-. Colocar un cubreobjetos y esperar 10-20 min. mezclar 1-2 gotas de lugol, Colocar en una laminilla.

11-. Observa en el microscopio.

(Mehlhorn, 1999).

Los exámenes coproparasitológicos nos permiten el hallazgo e identificación de huevos, larvas, quistes de los parásitos, así como de sus formas adultas (Georgi, 1994).

Aunque existe una serie de técnicas para su diagnóstico, es preciso recordar que cada especie de parásito, o cada grupo necesita una determinada modalidad, por lo que es recomendable realizar una historia clínica previa (Georgi, 1994).

Los datos necesarios para un estudio coproparasitológico son:

Procedencia del paciente.

Sistema de cría.

Signos que presenta el paciente (y/o animales que conviven con él).

Resultados de otros análisis (p.ej. hemograma, en caso de haberlos realizado).

Tratamientos a los que ha sido sometido.

Otros estudios realizados. (p. ej. Radiografías con medio de contraste).

(Georgi, 1994).

Es preciso tener en cuenta que un examen coproparasitológico negativo carece de valor predictivo, por muchas razones. El análisis puede ser negativo, sin embargo, el paciente puede estar parasitado. Es por esto, que es conveniente recordar que son precisos al menos tres exámenes coproparasitológicos sobre muestras obtenidas en días alternos para descartar la presencia de parásitos intestinales patentes (Levine, 1996).

La coprología solo es útil para los parásitos patentes que son eliminados en las heces en cualquiera de sus formas (huevos, larvas, adultos, quistes, etc.). Solo es posible el diagnóstico en la fase patente de la infección parasitaria; el periodo prepatente, sea o no sintomático y el pos patente, son negativos (Quiroz, 1990).

Es importante recordar que algunas veces es conveniente la preparación del paciente antes de realizar el estudio coproparasitológico (Mehlhorn, 1999).

En caso de que las heces sean demasiado compactas puede aplicarse un laxante suave; es recomendable eliminar dietas altas en componentes indigestibles como fibra excesiva o huesos, así como contrastes radiológicos (Mehlhorn, 1999).

La realización de estudios coproparasitológicos debería realizarse en la clínica diaria ya que son sencillos y económicos de realizar, además nos ayudan a conocer los tipos de parásitos prevalentes en nuestra región, y de esta manera establecer adecuados programas de desparasitación (Mehlhorn, 1999).

XI. CONCLUSIONES

En estudios recientes se relaciona la toxocariasis con la presencia del asma, pero esto no ha sido confirmado, por lo cual es recomendable realizar estudios en diferentes poblaciones para comprobar este postulado. Los altos índices de toxocariasis a nivel mundial destacan la importancia de tomar medidas de prevención y control en los diferentes lugares que constituyen factor de riesgo para las personas. Teniendo en cuenta la diversidad en cuanto a la presentación clínica de la toxocariasis, es indispensable ejecutar un oportuno y correcto diagnóstico, agotando todas las posibilidades para confirmar la enfermedad. A pesar de que la toxocariasis se produce de forma accidental, es necesario tener en cuenta los diferentes factores de riesgo de contaminación para el ser humano, con el fin de obtener información para enfocar el diagnóstico de la enfermedad (López, 2005).

VI. LITERATURA CITADA

1. Beaver, P., Jung, R.C., Cupp, W.. 1986. Parasitología clínica. 2da.Edición. Barcelona, España: Salvat, pp. 304-305.
2. Boch, J.. 1977. Parasitología en medicina veterinaria. Buenos Aires, Argentina: hemisferio sur S.A., pp. 37-57.
3. Brites, N.J. 2007. Toxocariasis humana. Consulta en línea. www.saudeanimal.com.br/artig176.html. (Consulta 15 de abril del 2018).
4. Barr, S., Irwin, P. 2016. Ancylostoma caninum. Consulta en línea. www.vetstream.com/treat/canis/bug/ancylostoma-caninum. (Consulta 1 de mayo del 2018).
5. Coffin, D.L. 1998. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. Quinta edición. Editorial La prensa medica mexicana. Ithaca, NY, p.21.
6. Cordero, C.M. 1999. Parasitología veterinaria. McGraw-Hill. Editorial Interamericana. España. Pp.336-341.
7. Cooper AJR, Dholakia S, Holland CV, Friend PJ. Helminths in organ transplantation. 2017.Lancet Infect Disease. Vol.17. pp.321.[https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(16\)30533-3](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(16)30533-3). (Consulta en línea 16 abril del 2018).
8. De Andrade Lima Coelho R, De Carvalho LB Jr., Pérez EP, Araki K, Takeuchi T, et al. (2005) Prevalence of toxocariasis in northeastern Brazil based on serology using recombinant Toxocara canis antigen. Am J Trop Med Hyg Vol.72(1): 103–107. <https://www.ajtmh.org/content/journals/10.4269/ajtmh.2005.72.103> (consulta 12 de abril del 2018).
9. Greaves D, Coggle S, Pollard C, Aliyu SH, Moore EM. 2013. Strongyloides stercoralis infection. Magazine BMJ. 2013 Jul 30.<https://doi:10.1136/bmj.f4610>.
10. Georgi, J.R., Georgi, M.E. 1994. Parasitología en la clínica canina. Interamericana McGraw. México. Pp. 160-169.
11. Greaves D, Coggle S, Pollard C, Aliyu SH, Moore EM. 2014. Strongyloides stercoralis infection. BMJ.<https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs15010-015-0799-1>. (Consulta en línea 16 abril del 2018).
12. Geri G, Rabbat A, Mayaux J, Zafrani L, Chalumeau-Lemoine L, Guidet B, Azoulay E, Pène F. 2015. Strongyloides stercoralis hyperinfection syndrome: a case series and a review of the literature. Magazine Infection. Vol.1. 2015 May 26.<http://link.springer.com/article/10.1007%2Fs15010-015-0799-1> (Consulta en línea 16 de abril del 2018).
13. Gurish MF, Humbles A, Tao H, Finkelstein S, Boyce JA, Gerard C, et al. 2002. CCR3 is required for tissue eosinophilia and larval cytotoxicity after infection with Trichinella spiralis.<http://www.jimmunol.org/content/168/11/5730.short>(consulta en línea 20 de abril del 2018).
14. Hauber HP, Galle J, Chiodini PL, Rupp J, Birke R, Vollmer E, et al. 2005. Fatal outcome of a hyperinfection syndrome despite successful eradication of

- Strongyloides with subcutaneous ivermectin. Magazine Infection. Vol. 33. Pp. 383-386. <https://link.springer.com/article/10.1007/s15010-005-5060-x>
15. Hendrix, C.M. 1999. Diagnostico parasitológico veterinario. Editorial Harcorur-Brace. España. p. 120.
 16. Hotez PJ, Wilkins PP. Toxocariasis: America's most common neglected infection of poverty and a helminthiasis of global importance? PLoS Neglect Trop D. 2009; Vol.3 (3), art. no. e400. <http://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0000400> (Consulta 5 de Mayo del 2018).
 17. Igra-Siegmán Y, Kapila R, Sen P, Kaminski ZC, Louria DB. 1981. Syndrome of hyperinfection with Strongyloides stercoralis. Reviews of Infectious Diseases, Volume 3, Issue 3, 1 May 1981, Pages 397–407. <https://academic.oup.com/cid/article-abstract/3/3/397/307744> (Consulta en línea 22 de abril del 2018).
 18. Kim, M.-H., Jung, J.-W., Kwon, J.-W., Kim, T.-W., Kim, S.-H., Cho, S.-H., ... Chang, Y.-S. (2010). A Case of Recurrent Toxocariasis Presenting With Urticaria. Allergy, Asthma & Immunology Research, 2(4), 267–270. <http://doi.org/10.4168/aair.2010.2.4.267> (Consulta 22 de abril del 2018).
 19. Lapage, G. 1971. Parasitología veterinaria. Editorial Continental. México. p. 35.
 20. Lemaire A, Trouillier S, Samou F, Delevaux I, Aumaître O. Syndrome de larva migrans viscéral avec atteinte cardiaque : une observation et revue de la littérature. La Revue de Médecine Interne, December 2014; Vol.35. pp.831-837. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0248866313010722> (Consulta en línea 22 de abril del 2018).
 21. Levine, N.D. 1996. Tratado de parasitología veterinaria. Editorial Acribia. Zaragoza, España. pp.85-101.
 22. Loza, V.E., Gonzales, R.J., Marín, L.G. 2006. Estudio epidemiológico de Toxocara sp. y Ancylostoma sp. Encanes y paseos Públicos de los distritos I al V de Santa Cruz de la Sierra. Redvet. Vol.7. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n090906/090625.pdf> (Consulta 12 de mayo del 2018).
 23. Martínez BI, Gutiérrez Cárdenas EM, Alpízar Sosa EA, Pimienta Lastra R. Contaminación parasitaria en heces de perros, recolectadas en calles de la ciudad de San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México. Vet Méx. Mayo 2008; Vol.153. pp. 270-276. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401708000976> (Consulta 17 abril del 2018).
 24. Macpherson CN. The epidemiology and public health importance of toxocariasis: A zoonosis of global importance. Int J Parasitol. 2013 Nov; Vol.43. pp.999-1008. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0020751913002002#> (Consulta 15 de abril del 2018).
 25. Mehlhorm, D., Dilwel, W.R. 1999. Manual de parasitología veterinaria. Editorial Grass-iatros. pp. 35-50.

26. Muñoz-Guzmán MA, Alba-Hurtado F. Antígenos de secreción-excreción de *Toxocara canis* reconocidos por cachorros del área metropolitana de la Ciudad de México. *Vet Méx*, Mar 2010; Vol.41(1): 59-64. ISSN 0301-5092. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-50922010000100005&lng=es&nrm=iso (consulta 14 de abril del 2018)
27. Mukund A, Arora A, Patidar Y, Mangla V, Bihari C, Rastogi A, Sarin SK. Eosinophilic abscesses: a new facet of hepatic visceral larva migrans. *Abdom Imaging*. 2013 Aug; Vol.38(4):774-777. doi: 10.1007/s00261-012-9935-x. <https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs00261-012-9935-x> (Consultado 25 Abril del 2018).
28. Nobuaki Akao and Nobuo Ohta. Toxocariasis in Japan. *Magazine Parasitol Int*, Jun 2007; Vol.56, (2):87-93. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576907000116> (Consulta 1 de mayo del 2018).
29. Othman AA. Therapeutic battle against larval toxocariasis: are we still far behind? *Magazine Acta Tropica*. 2012 Dec; Vol.124(3):171-178 doi: 10.1016/j.actatropica.2012.08.003. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0001706X12002756> (Consulta 1 de mayo del 2018).
30. Paramo Montes, M.L. 1985. Incidencia de algunos parásitos intestinales caninos transmisibles al hombre (*Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum* y *Dypilidium caninum*), en Morelia, Michoacán. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Tarímbaro, Michoacán, México. p. 30.
31. Public Health Agency of Canada. Pathogen Safety Data Sheets and Risk Assessment. ANCYLOSTOMA DUODENALE. 2011. <http://www.insht.es/RiesgosBiologicos/Contenidos/Fichas%20de%20agentes%20biologicos/Fichas/Parasitos/Ancylostoma%20spp.pdf> (Consulta 1 de mayo del 2018).
32. Quiroz R.H. 1990. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Editorial Limusa. pp. 57-79.
33. Rodríguez-Vivas RI, Gutiérrez-Ruiz E, Bolio-González ME, Ruiz-Piña H, Ortega-Pacheco A, Reyes-Novelo E, Lugo-Pérez JA. An epidemiological study of intestinal parasites of dogs from Yucatan, Mexico, and their risk to public health. *Vector-Borne Zoonot*, 2011; Vol.11 (8):1141-1144. <https://www.liebertpub.com/doi/abs/10.1089/vbz.2010.0232> (Consulta 3 mayo de 2018).
34. Roldán WH1, Espinoza YA, Huapaya PE, Jiménez S. Diagnóstico de la toxocariosis humana. *Rev Peru Med Exp Salud Publica*. 2010 Oct-Dec; Vol.27(4):613-620. https://scielosp.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46342010000400019&lng=en&nrm=iso&tlng=en (Consulta 27 de abril del 2018).
35. Rodríguez V. 1994. Técnicas diagnosticas de parasitología veterinaria. Universidad autónoma de Yucatán. pp. 57-59.
36. Roig J, Romeu J, Riera C, Texido A, Domingo C, Morera J. Acute eosinophilic pneumonia due to toxocariasis with bronchoalveolar lavage findings. *Chest*.

- 1992;102(1):294-296.
https://scielosp.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46342010000400019&lng=en&nrm=iso&tlng=en (Consulta 26 de abril del 2018).
37. Soon Il Kwon, et al. Ocular toxocariasis in Korea. *Jpn J Ophthalmol*, 2011; Vol. 55(2):143-147. DOI: 10.1007/s10384-010-0909-7.
<https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10384-010-0909-7> (Consulta 2 de Mayo del 2018)
38. Soulsby, E.J. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Editorial Interamericana. pp. 149-154.
39. Sugane K, Oshima T. Interrelationship of eosinophilia and IgE antibody production to larval ES antigen in *Toxocara canis* infected mice. *Parasite Immunol.* 1984; Vol.6(5):409-420.
40. Tetteh KK, Loukas A, Tripp C, Maizels RM. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Toxocara canis* by an expressed sequence tag strategy. *Infect Immun.* 1999; Vol.67(9):4771-4779.
41. van Dam GJ, Wichers JH, Ferreira TM, Ghati D, van Amerongen A, et al. (2004) Diagnosis of schistosomiasis by reagent strip test for detection of circulating cathodic antigen. *J Clin Microbiol* Vol. 42(12): 5458–5461. 10.1128/JCM.42.12.5458–5461.2004.
<http://jcm.asm.org/content/42/12/5458.short> (Consulta 22 de abril del 2018).
42. Vidal JE, Sztajn bok J, Seguro AC. Eosinophilic meningoencephalitis due to *Toxocara canis*: case report and review of the literature. *Am J Trop Med Hyg.* 2003; Vol.69(3):341-343.
<http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.580.9192&rep=rep1&type=pdf> (Consulta 9 de mayo).
43. Walsh SS, Robson WJ, Hart CA. Acute transient myositis due to *Toxocara*. *Arch Dis Child.* 1988; Vol.63(9):1087-1088.
<https://www.scielosp.org/article/rpmesp/2010.v27n4/613-620/> (Consulta 27 de abril del 2018).
44. Watthanakulpanich D, Smith HV, Hobbs G, Whalley AJ, Billington D (2008) Application of *Toxocara canis* excretory-secretory antigens and IgG subclass antibodies (IgG1-4) in serodiagnostic assays of human toxocariasis. *Acta Trop* Vol.106(2): 90–95.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0001706X08000302> (Consulta 20 de abril del 2018).
45. Weil GJ, Lammie PJ, Weiss N (1997) The ICT filariasis test: A rapid-format antigen test for diagnosis of bancroftian filariasis. *Parasitol Today* Vol.13(10): 401–404.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0169475897011307> (Consulta 20 de abril del 2018).
46. Won KY, Kruszon-Moran D, Schantz PM, Jones JL (2008) National seroprevalence and risk factors for zoonotic *Toxocara* spp. infection. *Am J Trop Med Hyg.* Vol.79(4): 552–557.

- <https://www.ajtmh.org/content/journals/10.4269/ajtmh.2008.79.552> (Consulta 11 de mayo del 2018).
47. Yamasaki H, Araki K, Lim PK, Zasmy N, Mak JW, et al. (2000) Development of a highly specific recombinant toxocara canis second-stage larva excretory-secretory antigen for immunodiagnosis of human toxocariasis. *J Clin Microbiol* Vol.38(4): 1409–1413. <http://jcm.asm.org/content/38/4/1409.short> (Consulta 12 de mayo del 2018).
48. Yoshida A, Hombu A, Wang Z, Maruyama H. Larva migrans syndrome caused by *Toxocara* and *Ascaris* roundworm infections in Japanese patients. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*. 2016 Sep; Vol.35(9):1521-1529. doi: 10.1007/s10096-016-2693-x. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4982883/> (Consulta 2 de Mayo del 2018).
49. Zerpa R. Rompiendo paradigmas en la observación microscópica. Comunicación preliminar. *An Fac Med (Lima)*. 2003; Vol.64(4):267-273.
50. Zerpa R. Imágenes especiales de microorganismos obtenidas con microscopia convencional. *Rev Mex Patol Clin*. 2010; Vol.57(4):170-174.
51. Gallardo J., Camacho S. Infección por *Toxocara canis* y factores de riesgo en niños de la comunidad Agua Azul, Estado Yaracuy. *Revista de Enfermería y otras Ciencias de la Salud*, 2012; 5(1): 21-27.
52. Reyna J., Limón A., Nova R. Invasión intestinal por *Toxocara canis* como diagnóstico diferencial de linfoma: informe de un caso. *Revista de Enfermedades Infecciosas y Microbiología*, 2007; 27(3): 100-102.
53. Lozano D., Suárez E., Ortuño E., Cruz M., Córdova M., Jiménez G., Getaz L. Relación entre asma y toxocariasis en pacientes pediátricos en Cochabamba, Bolivia. *Gaceta Médica Boliviana*, 2011; 34(2): 76-79.
54. Nieves A., Ortega B., Martínez M., Castejón O., Lares M., Ferret E. Estandarización de la técnica de ELISA para el diagnóstico inmunológico de toxocariasis humana. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 2012; 52(1): 21-32
55. Archelli S., Kozubsky L. *Toxocara* y Toxocariosis. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 2008; 42(3): 379-384.
56. Martín U., Machuca P., Demonte M., Contini L. Estudio en niños con diagnóstico presuntivo de toxocariasis en Santa Fe, Argentina. *Revista Médica de Buenos Aires*, 2008; 68(5): 353- 357.
57. Roldán W., Espinoza Y., Huapaya P., Jiménez S. Diagnóstico de la toxocariasis perimental y Salud Pública 2010; 27(4): 613- 620. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1726-46342010000400019>.
58. pXivetti P. Ocular toxocariasis. *International Journal of Medical Sciences*, 2009; 6(3): 129-130. DOI: <http://dx.doi.org/10.7150/ijms.6.129>.

59. Cortez R., Ramírez G., Collet L., Giuliari G. Ocular parasitic diseases: a review on toxocariasis and diffuse unilateral subacute neuroretinitis. *Journal of Pediatric Ophthalmology and Strabismus*, 2010; 20(10): 1-10.
60. Quattrocchi G., Nicoletti A., Marin B., Bruno E., Druet M., Preux P. Toxocariasis and epilepsy: systematic review and Meta-analysis. *Public Library of Science*, 2012; 6(8): 1- 10. DOI: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0001775>.
61. Getaz L., Samalvides F., Breña J., Torrejón D., Maguiña C. Relación entre toxocariosis y asma: estudio prospectivo en niños del hospital nacional Cayetano Heredia, Lima, Perú. *Revista Acta Médica Peruana*, 2007; 24(2): 81- 90.
62. López M., Bojanich M., Jacobacci J., Sercic C., Michelini A., Alonso J. *Toxocara canis* y asma bronquial. *Revista Médica de Buenos Aires*, 2010; 70(1): 75-78.
63. Rivarola M., Vuyk I., Riveros M., Canese A., Mico G. *Toxocara canis* en población pediátrica rural. *Revista Pediátrica de la Asunción*, 2009; 36(2): 122-126.
- 64 Castillo J., Morales A., Molina E., Cepero O., Gutiérrez D., Fernández J. Prevalencia y factores que favorecen la presentación de *Toxocara canis* y *ancylostoma caninum* en canes de compañía. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 2012; 13(6): 1-15.
65. Ramírez C., Hernández A., Breña J., Yoshiyama C., Lu L., Alzamora B., Maguiña C. Pacientes con toxocariosis ocular atendidos en el Hospital Nacional Cayetano Heredia, el Hospital Nacional Arzobispo Loayza y el Instituto Nacional de Salud del Niño entre los años 1997 y 2010. *Revista Acta Médica Peruana*, 2010; 27(4): 250-256.
66. Khazan H., Khazaei M., Seyyed S., Mehrabi A. Prevalence of *Toxocara* spp. eggs in public parks in Teheran City, Iran. *Iranian Journal of Parasitology*, 2012; 7(3): 38-42.
67. Sariego I., Kanobana K., Rojas L., Speybroeck N., Polman K., Nuñez F. Toxocariasis in Cuba: a literature review. *Public Library of Science*, 2012; 6(2): 1-7. DOI: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0001382>.
68. Romero C., García A., Mendoza G., Torres N., Ramírez N. Contaminación por *Toxocara* spp. en parques de Tulyehualco, México. *Revista Científica FCV*, 2009; 19(3): 253-256.
69. Tanveer S., Yattoo G., Sofi B., Wani S., Dar P., Fomda B. Seroprevalence of Toxocariasis in children in Kashmir, India. *Iranian Journal of Parasitology*, 2008; 3(4): 45-50.
70. Rateb A. Prevalence of *Toxocara canis* in dogs, North West bank of Palestine. *Korean Journal of Parasitology*, 2011; 49(2): 181 – 182. DOI: <http://dx.doi.org/10.3347/kjp.2011.49.2.181>.

71. Choi D., Lim J., Choi D., Soo K., Woon S., Kim S., Choi Y., Huh S. Transmission of *Toxocara canis* via ingestion of raw cow liver: a cross – sectional study in healthy adults. *Korean Journal of Parasitology*, 2012; 50(1): 23-27. DOI: <http://dx.doi.org/10.3347/kjp.2012.50.1.23>.
72. Cihangir A. Visceral larva migrans among children in Kütahya (Turkey) an evaluation of playgrounds for *t. canis* eggs. *The Turkish Journal of Pediatrics*, 2010; 52(3): 158-162.
73. De la Fe P., Dumenigo B., Brito A., Aguirar J. *Toxocara canis* y síndrome de larva migrans visceralis. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*, 2006; 7(4): 1-42
74. The center for food security and public health. Toxocariasis, larva migrans visceral, larva migrans ocular, granulomatosis parasitaria, retinitis ocular. *College of Veterinary Medicine Journal*, 2005; 5(3): 1-7.
75. Despommier D. Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology and molecular aspects. *Clinical Microbiology Journal*, 2003; 16(2): 265-272. DOI: <http://dx.doi.org/10.1128/CMR.16.2.265-272.2003>.
76. Luzna A. Toxocariosis in children living in highly contaminated área. An epidemiological and clinical study. *Acta Parasitology*, 2005; 45(5): 40-42.
77. Wisniewska L., Wozniakowska T., Sobolewska D., Markiewicz J., Wieczorek M. Analysis of the course and treatment of toxocariasis in children-a long-term observation. *Parasitology Research*, 2012; 110(6): 2363-2371. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-011-2772-y>.
78. Elanie A., Carvalho A., Regina L., Rocha. Toxocariasis: visceral larva migrans in children. *Jornal de Pediatria*, 2011; 87(2): 100-110.
79. González A., Gude F., Campos J., Garea M., Romero P., Rey J., et al. *Toxocara* infection seroprevalence and its relationship with atopic features in a general adult population. *Int Arch Allergy Immunology*, 2006; 139(6): 317-324. DOI: <http://dx.doi.org/10.1159/000091603>.
80. Coelho L., Silva M., Dini C., Giacom N., Novo N., Silveria E. Human toxocariasis: a seroepidemiological survey in schoolchildren of Sorocaba, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 2004; 99(8): 533-537. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02762004000600002>.
81. López M., Martín G., Chamorro M., Alonso M. Toxocariasis in children from a subtropical región. *Revista Médica de Buenos Aires*, 2005; 65(4): 226-23