

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN CIENCIAS VETERINARIAS
MAESTRIA EN CIENCIAS VETERINARIAS**



**“DETECCIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN UNA COMUNIDAD
URBANA DE MEXICALI, BAJA CALIFORNIA”.**

TESIS

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE: MAESTRO EN
CIENCIAS VETERINARIAS**

PRESENTA

MVZ. VICTOR HUGO VARGAS BURGUEÑO.

**DR. GILBERTO LÓPEZ VALENCIA
DIRECTOR DE TESIS**

MEXICALI, BAJA CALIFORNIA

OCTUBRE 2017

Detección de parásitos gastrointestinales en una comunidad urbana de Mexicali, Baja California, como requisito parcial para obtener el grado de maestro en ciencias veterinarias, que ha sido aprobada por el comité particular indicado:

Dr. Gilberto López Valencia
Director de Tesis

Dr. Sergio Arturo Cueto González
Co-Director

Dr. Francisco Javier Monge
Asesor de Tesis

Dr. Luis Tinoco Gracia
Asesor de Tesis

Dr. José Carlomán Herrera Ramírez
Asesor de Tesis

AGRADECIMIENTOS

Especialmente al Dr. Gilberto López Valencia por mantener la chispa del científico comprometido y transmitirla en mi persona.

Al Maestro en Ciencias Enrique Trasviña Muñoz por su paciencia y dedicación en asesorarme en este transitar del conocimiento.

A mis Maestros a quienes les pregunte una y otra vez y que sin el mínimo retraso me respondían transmitiéndome conocimiento vital para mi formación como buscador de ciencia.

Al Instituto de Investigaciones en Ciencias Veterinarias y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por apoyarme para realizar la Maestría.

Y a Mariana López Chávez por mantener el apoyo incondicional y desinteresado que me brindo en todo este tiempo.

.

DEDICATORIA

Especialmente al Sr. Carrillo por el tiempo de su compañía que en los momentos difíciles me inyectaba alegría y ganas de seguir, por ser mi padre.

A mi madre que siempre me decía hijo todo para adelante nada para atrás ni para agarrar vuelo.

A la Maestra Paquita que siempre dijo: que le hagan análisis para saber si tiene parásitos.

RESUMEN

Con el objetivo de detectar la presencia de parásitos intestinales de importancia zoonótica en niños, perros, patios y jardines de las escuelas de la comunidad urbana seleccionada, se realizó un estudio epidemiológico transversal entre los meses de enero a abril del 2017. Se recolectaron muestras de heces de infantes en un jardín de niños público de 220 alumnos y de niños de una escuela primaria pública de 280 alumnos. Asimismo, se tomaron muestras de heces e intestinos de 37 perros callejeros de esa comunidad que fueron capturados por el centro municipal de control animal (CEMCA) además se tomaron muestras de suelo en escuelas de esa comunidad. Con el fin de obtener información de programa de medicina preventiva en los alumnos se diseñó y aplicó un cuestionario epidemiológico. De las 25 muestras de heces analizadas en niños, una muestra, resultó positiva a *Trichuris vulpis*. De los 37 perros analizados, el 10.8% (4/37) resultaron positivos al menos a un tipo de parasito zoonótico. Además, se analizaron muestras provenientes de 10 escuelas públicas de las cuales el 100% fueron detectadas con al menos un tipo de parásito intestinal de importancia en Salud Pública.

ABSTRACT

In order to detect the presence of intestinal parasites in important zoonotic in children, dogs, courtyards and gardens of the schools in the selected urban community, was a cross-sectional epidemiological study between the months of January to April 2017. Stool samples from infants in a public kindergarten of 220 students and children of a public elementary school of 280 students were collected. In addition, stool samples were taken and intestines of 37 strays from that community who were captured by the municipal Center of animal control (CEMCA) also took soil samples in that community schools. In order to obtain information from students in preventive medicine program it was designed and implemented an epidemiological questionnaire. 25 samples of stool tested in children, a sample, it was positive to *Trichuris vulpis*. 37 dogs analyzed, 10.8% (4/37) were positive at least to a type of parasitic zoonotic. In addition, analyzed samples from 10 public schools, of which 100% were detected with at least one type of intestinal parasite of importance in public health.

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	ii
DEDICATORIA	iii
RESUMEN	iv
ABSTRACT.....	v
LISTA DE CUADROS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
INTRODUCCION	1
REVISION DE LITERATURA	3
Toxocariosis	3
Signos y síntomas	4
Ciclo biológico	5
Epidemiología	8
Diagnóstico.....	10
Control y Profilaxis.....	13
Toxascaris leonina	15
Trichuris vulpis.....	15
Definición	15
Características morfológicas	16
Ciclo de vida.....	17
Mecanismo de infección.....	18
Síntomas clínicos.....	19
Diagnóstico.....	19
Tratamiento	20
Prevención.....	20
Zoonosis.....	21
Presentación clínica	21
Prevención.....	21
Ancylostoma caninum.....	22
Ciclo Biológico.....	22
Cystoisospora spp.....	25
Signos clínicos y ciclo biológico	25
Epidemiología, diagnóstico y control.....	26

MATERIALES Y MÉTODOS.....	29
Lugar del área de estudio	29
Diseño del estudio.....	29
Tamaño de muestra	30
Toma de muestras en niños	30
Técnicas parasitológicas	31
Cuestionario epidemiológico.....	32
Análisis estadístico.....	33
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
Detección de parásitos intestinales en perros	37
BIBLIOGRAFIA.....	43
ANEXOS	53

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Características de la población estudiada.	34
Cuadro 2. Detección de parásitos por nivel escolar.	36
Cuadro 3. Parásitos detectados en perros.	40
Cuadro 4. Detección de parásitos en suelo de escuelas.....	41

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Toxocara canis</i> . Huevo no embrionado, eliminado en heces de perro.....	4
Figura 2. <i>Toxocara canis</i> adultos de intestino delgado de un perro.	4
Figura 3. Ciclo biológico de <i>Toxocara canis</i>	8
Figura 4. <i>Toxocara canis</i> encontradas en heces de perro	12
Figura 5. Cachorro de perro infectado, con abdomen globoso.	14
Figura 6. <i>Toxocara canis</i> en heces de perro.	14
Figura 7. Larva de <i>Toxocara</i> en hígado,, a cierta distancia de la lesión. Necropsia. CDC y DPDx.	14
Figura 8. <i>Trichuris vulpis</i>	16
Figura 9. Ciclo de vida de <i>Trichuris vulpis</i>	18
Figura 10. Ciclo biológico de <i>Ancylostoma caninum</i>	24
Figura 11. <i>Ancylostoma caninum</i>	25
Figura 12. Ciclo biológico general de los coccidios.	28

INTRODUCCION

La población total de seres humanos en el mundo excede los 7 mil millones de personas y se estima que a mediados de siglo serán nueve mil millones. El crecimiento y extensión de la población favorece la emergencia y reemergencia de enfermedades, siendo el 60% de las enfermedades humanas de origen zoonótico (King, 2014). La Organización Panamericana de la Salud (OPS) y la Organización Mundial de la Salud (OMS) calculan que entre el 20% y 30% de todos los latinoamericanos están infectados por parásitos intestinales (OPS, 2008). Uno de los principales reservorios de parásitos para el humano es el perro, esto debido a la gran cantidad de heces que depositan en el medio ambiente y no son removidas representando una de las principales fuentes de contaminación (Tarsitano et al., 2010).

De las parasitosis zoonóticas transmitidas por el perro de mayor interés se encuentran las parasitosis intestinales, de la principal encontramos a la toxocariosis y la anquilostomiasis, éstas enfermedades son transmitidas por el perro al depositar los huevecillos en las heces, *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum* y *Trichuris spp.* causan trastornos gastrointestinales y daños al migrar a través de los órganos del hospedero (Díez-Baños et al., 1999) siendo los niños el grupo etario con mayor riesgo de infectarse debido a que tienen mayor contacto con los suelos donde se encuentran depositados estos parásitos (Magnaval et al., 2001).

En el noroeste de México en la ciudad fronteriza de Mexicali, se han realizado estudios sobre parasitosis intestinales, Tinoco y colaboradores (2008) realizaron un estudio de seroprevalencia de toxocariosis en niños donde encontraron el 10% de

seropositividad y en otro estudio los mismos autores encontraron que el 78.1% de los parques públicos de Mexicali estaban afectados por parásitos intestinales (Tinoco y colaboradores 2007).

Este trabajo surgió de la necesidad de realizar un estudio epidemiológico sobre parasitosis intestinales que integrara tanto la salud pública como veterinaria, por lo anterior, el objetivo de este trabajo fue detectar parásitos gastrointestinales en niños de educación básica y en perros que son de interés en salud pública en una comunidad de Mexicali, Baja California.

REVISION DE LITERATURA

Toxocariosis

La toxocariosis es el término clínico aplicado a la infección en seres humanos producida por *Toxocara canis* (T. canis) (Despommier, 2003; Heymann & American Public Health Association, 2004; Overgaauw, 1997a). *Toxocara canis* es un ascárido que, en estado adulto, vive en el intestino delgado del perro doméstico y de varios cánidos silvestres, en tanto que el hábitat definitivo de T. cati es en el intestino delgado del gato (Acha et al., 2001). La infección en el ser humano es accidental, en este no se da el desarrollo normal del parásito, sólo sobrevive su estadio larvario por ser un hospedador paraténico en esta parasitosis. El cuadro clínico predominante asociado a la toxocariosis se clasifica de acuerdo con los órganos y tejidos que afecta, produciéndose dos síndromes principales, el síndrome de larva migrans visceral (SLMV), en el cual se incluyen las patologías asociadas con los principales órganos que puede afectar el parásito y la toxocariosis ocular o síndrome de larva migrans ocular (SLMO), donde se restringen los efectos patológicos al ojo y al nervio óptico. Adicionalmente se ha considerado a la toxocariosis encubierta o inaparente, como una tercera forma de ocurrencia de la infección en el ser humano (Cordero, 1993; Despommier, 2003; Manson et al., 2003).

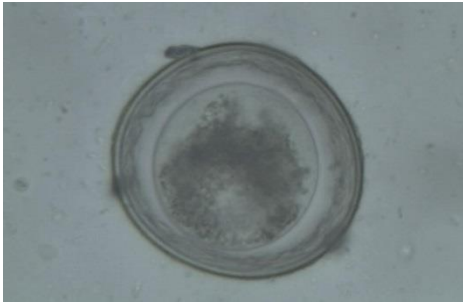


Figura 1. Toxocara canis. Huevo no embrionado, eliminado en heces de perro.



Figura 2. Toxocara canis adultos de intestino delgado de un perro.

Signos y síntomas

Los síntomas dependen del tejido u órgano afectado, de la intensidad de la infección y del grado de la respuesta inmunológica inducida. Se reconocen diferentes síndromes asociados a la toxocariosis humana: a) LMV o toxocariosis sistémica, cuyas manifestaciones clínicas pueden ser hepatitis, infiltrado pulmonar difuso, asma, neumonía, desordenes cutáneos, miocarditis, afecciones gastroentéricas y del sistema nervioso central, generalmente acompañadas por moderadas a severa eosinofilia. b) Larva migrans ocular(LMO), siempre acompañada por importantes lesiones como leucocoria, uveítis, granuloma retinal o endoftalmítis crónica, disminución de la agudeza visual y estrabismo unilateral con normal o moderada eosinofilia. c) Toxocariosis encubierta con síntomas inespecíficos como hepatomegalia, dolor abdominal, náuseas, vómitos, letargia, disturbios del sueño y de la conducta, cefaleas, dolor de extremidades, fiebre moderada, adenitis, anorexia con eosinofilia normal o leve (Agudelo et al, 1990; Bujis et al, 1994; Radman et al, 2000; Sanchez et al, 1994 y Radman et al 2000).

En los caninos hospedadores definitivos, esta helmintiasis puede ser asintomática o presentar síntomas clínicos de diversa gravedad: diarrea, constipación, vómitos, distensión abdominal, emaciación, tos y descarga nasal; a las lesiones pulmonares debidas a la migración de las larvas frecuentemente se le sobre agregan infecciones bacterianas. Por la obstrucción o su oclusión intestinal, biliar, pancreática o por ruptura del intestino puede sobrevenir la muerte (Overgaaw 1993; Lewis, 1997).

Ciclo biológico

El ciclo biológico de éstos Ascáridos es directo pero complejo, incluye una migración traqueal y una somática. Los adultos liberan gran cantidad de huevos no embrionados que se evacuan junto con las heces. En el medio ambiente desarrollan una larva infectante en un período de 3-6 semanas hasta varios meses dependiendo del tipo de suelo y las condiciones climáticas.

Los huevos larvados son luego ingeridos por hospedadores naturales y paraténicos. En el intestino de éstos los huevos eclosionan y las larvas migran por vía sanguínea hacia todas las partes del cuerpo. Los huevos pueden permanecer viables en el medio ambiente durante al menos un año. A menos de 10 °C no ocurre el desarrollo larval y las larvas mueren a -15 °C. (Vignau, 2005). El suelo es el reservorio donde los huevos evolucionan a formas infectantes, segundo estadio juvenil (L2) pudiendo permanecer viables durante periodos de tiempo prolongados, de uno a 3 años.

Los caninos machos y hembras de cualquier sexo, desde los 20 días hasta el año y las hembras mayores de 1 años en celo, preñez o lactancia, actúan como diseminadores de la parasitosis (Guardis, 1990 y Minvielle, 1999).

Migración traqueal: después de la ingestión de huevos infectantes, en los animales jóvenes las larvas eclosionan en el intestino delgado, atraviesan el hígado, y llegan a los pulmones a través del sistema vascular. Las larvas penetran a través de las paredes alveolares y migran hacia la tráquea y faringe. Luego de ser deglutidas, completan su desarrollo en el estómago e intestino delgado. Los primeros huevos aparecen en las heces 4 a 5 semanas post-infección (Vignau, 2005).

Migración somática: cuando la mascota comienza a crecer, la probabilidad de que las larvas alcancen el estado adulto disminuye considerablemente. Las larvas que no pueden perforar las paredes de los alvéolos inician una migración somática, quedan enquistadas en los tejidos y constituyen larvas hipobióticas en equilibrio inmunitario con el hospedador (Vignau, 2005).

Las vías de infección son varias: oral, transplacentaria, transmamaria, y mediante hospedadores paraténicos. Infección transplacentaria (intrauterina): varios estudios han demostrado que cerca del 100% de los caninos se infectan con larvas somáticas por vía uterina desde el día 42 de gestación. Este es el modo más importante de transmisión en los perros. Las larvas somáticas en las perras preñadas son reactivadas probablemente por varios factores, algunos aún desconocidos, aunque se ha sugerido que la reactivación depende de los cambios hormonales durante la preñez. En las horas posteriores al nacimiento, las larvas

presentes en el hígado de los neonatos migran hacia los pulmones y completan una migración traqueal. Los adultos pueden encontrarse a partir de las dos semanas de vida. La transmisión transplacentaria ocurre durante las sucesivas gestaciones, aún en ausencia de nuevas reinfecciones entre los partos. Infección transmamaria: luego de la reactivación, son también transmitidas a través del calostro y la leche durante al menos 38 días postparto. Las larvas son ingeridas por los cachorros y desarrollan hasta adultos directamente en el intestino delgado sin migración traqueal.

Hospedadores paraténicos: humanos, diversos roedores, pájaros, lombrices de tierra e insectos pueden albergar larvas somáticas en sus tejidos y actuar como hospedadores paraténicos. Luego de la ingestión de larvas de un hospedador paraténico infectado con *T. canis* por un perro, las larvas desarrollan hasta adultos directamente en el intestino delgado sin realizar migraciones (Vignau, 2005).

En el hombre (hospedador paraténico) es la causa primaria del síndrome de larva migrans visceral (LMV). La vía de infección es oral, por ingesta de hospedadores de transporte (paratenesis) (Agudelo et al. 1990; Guardis et al., 1999; y Minvielle et al., 2002). O accidentalmente al ingerir huevos infectantes que eclosionan en la primera porción del intestino; las larvas penetran la mucosa por circulación portal llegan al hígado y por el sistema venoso al pulmón. Posteriormente, por la gran circulación los estadios juveniles se distribuyen en todo el organismo, principalmente hígado, pulmón, corazón y cerebro. Las larvas en su migración dejan trazos de hemorragias, necrosis y células inflamatorias; algunas son destruidas por la respuesta inmune del huésped y otras forman granulomas

eosinofílicos (Buijs et al, 1994; Minvielle et al, 1999; Radman et al, 2000 y Sanchez et al, 1994).

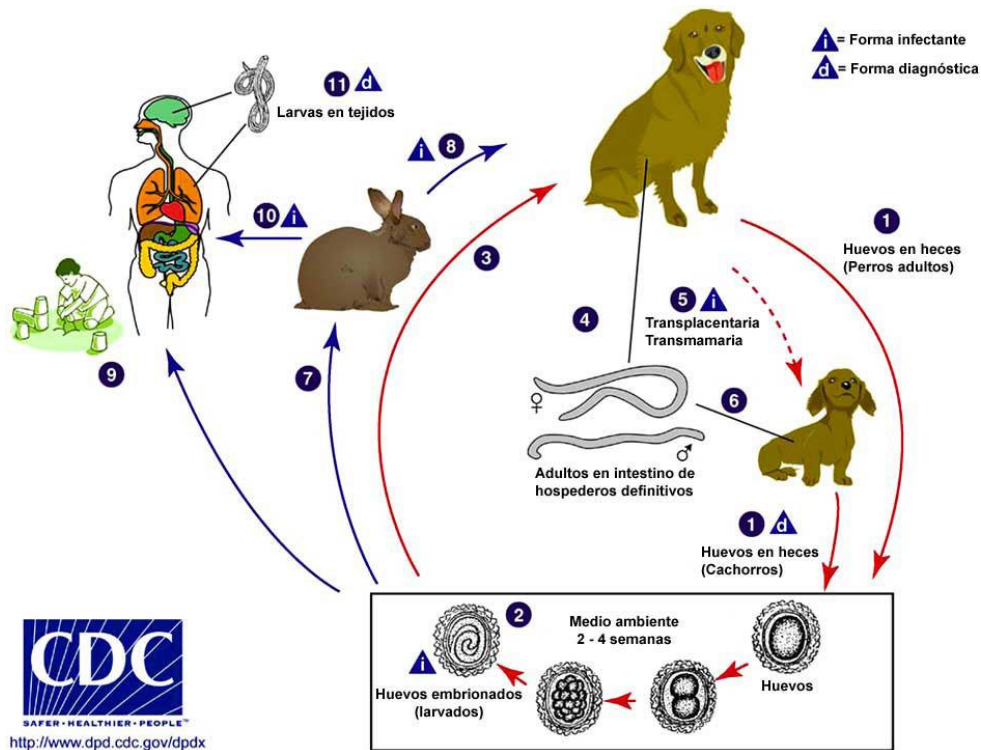


Figura 3. Ciclo biológico de *Toxocara canis*.

Epidemiología

La toxocariosis es una de las zoonosis más prevalentes a nivel mundial. La prevalencia de esta entidad varía de acuerdo con el nivel socioeconómico y ubicación geográfica del país (Magnaval et al., 1998).

La infección en humanos está ampliamente ligada no solo a la infección en perros, sino también a la contaminación de espacios de esparcimiento, como parques. La infección por *T. canis* en caninos varía entre 2 y 43% de perros

portadores de los nematodos adultos. Esta alta prevalencia de infección canina se correlaciona con un alto grado de contaminación de parques por huevos de *T. canis*; a nivel mundial la contaminación de parques oscila entre 2.9 y 75% de los parques (Gétaz et al., 2007).

El ambiente físico juega un papel crucial en el mantenimiento y distribución de los huevos de *Toxocara*, aunque este aspecto permanece desapreciado. Los huevos infectivos de todas las especies de ascáridos pueden permanecer viables en el medio exterior desde meses hasta años bajo condiciones óptimas debido a la gran resistencia de su cubierta externa. Esta capa acelular permite a los huevos resistir altas concentraciones de formalina y ácidos inorgánicos, variaciones extremas de temperatura y varios grados de humedad. Los huevos incluidos en el aglomerado fecal son distribuidos por la lluvia y el viento. Las lombrices de tierra y los mamíferos pequeños tienen un importante papel dispersando los huevos a partir de la fuente. Las lombrices de tierra descargan una gran cantidad de suelo procesado (parcialmente digerido) hacia la superficie de la tierra, desde profundidades tan grandes como 2 pies. Los mamíferos pequeños (perros, gatos, ardillas), juegan un papel similar al de las lombrices de tierra en la dispersión de huevos embrionados a pesar de ser menos eficientes (De la Fe, 2006).

Se calcula que unos 2.8 millones de personas en EE.UU., de grupos minoritarios y en estado de pobreza, sufren la enfermedad (Hotez et al., 2009). En Alemania se reporta un 2.5% y en el Caribe hasta un 83% (1997). Los datos no son recientes, pero las prevalencias son válidas en países en desarrollo: la transmisión se ve favorecida por la humedad y climas cálidos y la convivencia estrecha con

animales de compañía, ya que no existen campañas efectivas para la educación poblacional y hay una gran cantidad de perros en estado de calle, con medidas para evitar la reproducción poco eficiente. Si se toma en cuenta la prevalencia de la parasitación canina y el número de perros, una gran proporción de ellos sin desparasitación regular se puede inferir que la contaminación del medio ambiente es alta, con una inhalación y/o ingesta de partículas alta.

En EE.UU. se estima que existen 73 y 90 millones de perros y de gatos, respectivamente. (Hotez *et al.*, 2009; Macpherson. 2013). En México, por lo que respecta a perros, se desconoce el número de animales en condiciones de calle (redefinidos por la Organización Panamericana de la Salud en 1994, como "perros de dueño irresponsable" - no "perros callejeros").

Una estimación de la Secretaría de Salud maneja cifras de alrededor de 22 millones de perros en el país, de los cuales aproximadamente la mitad vive en la calle. En el Distrito Federal, hasta julio del 2012, la Secretaría de Salud había registrado 1 200 000 perros, 120 000 de ellos en estado de calle. Asimismo, se estimaba una producción de unos 500 - 700 kilos/día de materia fecal. Cabe enfatizar que una gran proporción de personas no recogen las excretas de sus mascotas, no las desparasitan, las abandonan.

Diagnóstico

Mientras que en el hospedador definitivo (cánidos) el diagnóstico de la infección producida por *T. canis* se realiza por métodos directos (coprología), no es posible utilizar estos métodos para el diagnóstico de la toxocariosis en hospedadores paraténicos, ya que no eliminan parásitos en sus heces y también es

difícil encontrarlos migrando a través de los tejidos del hospedador. Las técnicas que se utilizan para el diagnóstico de la toxocariosis humana son habitualmente técnicas serológicas basadas en la detección de anticuerpos o en la detección de antígenos circulantes (Espinoza et al, 2000)

Serología

El diagnóstico de la toxocariosis suele apoyarse en técnicas inmunológicas. El problema radica en la dificultad de obtener un antígeno específico para larvas juveniles de *Toxocara canis* que no presente reacción cruzada con otros helmintos tisulares o intestinales. Se ha obtenido para ello un antígeno específico de los productos de excreción/secreción de larvas de *T. canis* el cual tiene mayor sensibilidad y especificidad (Delgado et al, 1992). Este se usa en la ELISA, la técnica actual de elección en la mayoría de países (Delgado et al., 1995). En términos generales se ha reportado que la sensibilidad y especificidad para el diagnóstico de la toxocariosis es de 78% y 93% respectivamente, previa absorción con *Ascaris suum* para remover anticuerpos con reacción cruzada (Manson et al., 2003).

El diagnóstico etiológico certero de la toxocariosis suele ser difícil de realizar. Una historia de exposición a suelos contaminados por heces de cachorros infectados y geofagia suelen ser antecedentes epidemiológicos de importancia. En el caso del SLMV los hallazgos de laboratorio más consistentes son eosinofilia, leucocitosis y disminución de la relación albúmina/globulina. El estudio imagenológico suele ser de importancia, el cual con las técnicas de ultrasonido de alta resolución puede revelar áreas hipo ecoicas en el hígado, y dado su carácter no

invasivo, es preferible al uso de la biopsia hepática (Manson et al., 2003). En una reciente evaluación de más de 1600 pacientes se encontró que la eosinofilia era un importante factor predictor para el diagnóstico de serología positiva para *T. canis* (Delgado et al., 2007).

El examen de materia fecal en perros permite la detección de parásitos gastrointestinales. Es posible hallar: huevos, larvas y adultos de nematodos. Macroscópicamente pueden observarse en la materia fecal nematodos adultos. Para facilitar el diagnóstico al microscopio es preciso en la mayoría de los casos concentrar los huevos presentes en la materia fecal, para lo cual se emplean técnicas de: flotación, sedimentación o filtración (Vignau, 2005).



Figura 4. Toxocara canis encontradas en heces de perro

Control y Profilaxis

Las autoridades de salud deben ejercer un verdadero control, basado en un planteamiento integral de abordaje ante la situación, dirigido especialmente al control de los perros, particularmente de los cachorros y las perras preñadas, que deben recibir tratamiento regular con antihelmínticos, sobre todo cuando exista la posibilidad de contacto con seres humanos, especialmente con niños. Debe ejercerse un apropiado control del ingreso de perros a ciertos lugares, como por ejemplo cajas de arena de parques públicos e igualmente la restricción de acceso a estos ya que allí pueden dejar sus heces contaminadas generando con el tiempo un factor de riesgo o exposición para los niños que frecuentan dichos lugares y pueden ingerir tierra contaminada. La regulación de las autoridades municipales en cuanto a la disposición de las excretas de los perros también es de fundamental importancia. En muchos lugares no solo se exige que el dueño recoja las excretas de su mascota (como en algunos municipios de Venezuela), sino que proveen en dispensadores especiales bolsas para recoger las heces de los perros (ej. Suiza o Chile) (Castillo et al., 2000).

Finalmente, también es importante mencionar que dichos programas de control deberían incluir campañas educativas que alerten a la población acerca de los riesgos de esta zoonosis y así como de las medidas para prevenirlas.

En algunos lugares se han elaborado materiales educativos, por ejemplo, en Perú (Toxocariosis, el parásito viajero), consistentes en rotafolios y guías de uso para el personal de salud dirigidos a las comunidades (UPCH-DISA, 2007).



Figura 6. Cachorro de perro infectado, con abdomen globoso.



Figura 5. Toxocara canis en heces de perro.

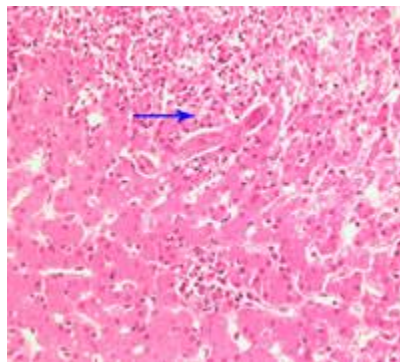


Figura 7. Larva de Toxocara en hígado, a cierta distancia de la lesión. Necropsia. CDC y DPDx.

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. El 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).

Trichuris vulpis.

Definición

El nombre de *Trichuris vulpis* se debe a la forma de látigo que presenta, es uno de los parásitos intestinales más comunes en perros y raro en gatos (Tams, 2003.)

Se ubica en el ciego y con menor frecuencia en el colon del perro y cánidos silvestres, su presencia es mundial y representa un problema especialmente en criaderos con condiciones higiénicas insuficientes donde suele pasar inadvertida clínicamente (Acha y Szyfres, 1986).

Características morfológicas

Adulto: El parásito alcanza una longitud de hasta 7,5 cm, tiene forma de un látigo, con el extremo posterior ancho que permanece libre y móvil en el lumen intestinal (Mehlhorn et al.,1993).

El extremo delantero es filiforme con cuya ayuda se fija a la mucosa del ciego, es el responsable de la presencia de enteritis hemorrágica (Morailon y Legeay, 2006.).



Figura 8. Trichuris vulpis.

Huevos: De color marrón, simétricos, bipolares, operculados, en forma de barril con la pared lisa (Tams, 2003.)

Miden aproximadamente de 72 – 90 μm de largo por 32 - 40 μm de ancho (Quiroz, 2005).

Ciclo de vida

El parásito adulto se adhiere firmemente a la mucosa del ciego y del colon proximal, donde se alimentan de sangre, fluidos y tejidos (Case, 2005). Luego de la cópula, la hembra pone los huevos en menor proporción que otros parásitos, sin embargo, hay largos períodos de tiempo durante los cuales los huevos no se desprenden (Eldredge, 2007). Los huevos de la hembra pasan en las heces y una vez en el medio ambiente se convierten en larvas dentro de 9 a 10 días cuando las temperaturas son entre 25 a 26.6° C. Si las condiciones son más frías, los huevos pueden llegar a tardar hasta 35 días en larvar. La larva infectante permanece dentro del huevo, el cual es muy resistente al frío, calor y sequía, y puede permanecer infectantes por períodos de tiempo muy largos. Cuando los huevos que se hallan en el medio ambiente y que contienen las larvas son consumidos por un perro que cava o come hierba, eclosionan a los 30 minutos de la ingestión y dentro de 24 horas se

Síntomas clínicos.

Los perros adultos no muestran desarrollo de inmunidad a esta parasitosis intestinal con la edad y son susceptibles a repetir la infección a lo largo de su vida.

Las infecciones leves pueden no presentar diarrea, pero estar asociadas con una pérdida gradual de peso aún en presencia de un apetito normal, infecciones masivas se pueden asociar con inflamación y sangrado de la mucosa, pérdida de proteína a nivel intestinal lo que deriva en una diarrea mucosa, crónica y sanguinolenta; deshidratación, pérdida de la condición corporal y anemia (Case, 2005).

Además, pueden causar hiponatremia e hipercalemia lo que puede ser malinterpretado como indicativo de hipoadrenocortisismo en presencia de una función adrenal normal. La hiponatremia puede llegar a ser lo suficientemente grave como para causar síntomas del sistema nervioso central tales como convulsiones (Kahn, 2007).

Diagnóstico

El aspecto más importante del diagnóstico es la detección de huevos de *T. vulpis* a través de la examinación microscópica de las heces con soluciones adecuadas de flotación debido a su densidad, pues algunos pueden pasar desapercibidos en un examen de heces (Johnson, 1999.).

Al ser la eliminación de los huevos, por parte de las hembras, de forma intermitente se requieren al menos tres exámenes negativos en un período de tres a seis días para que la infección se descarte (Schaer, 2010).

Tratamiento

El éxito del tratamiento se basa en la terapia antihelmíntica adecuada y repetida usando:

- Fenbendazol en dosis de 50mg/Kg, vía oral, cada 24 horas por 3 días.
- Febantel en dosis de 10mg/Kg, vía oral, cada 24 horas por 3 días (Schaer, 2010).

El tratamiento debe ser rutinario y debe repetirse a las 3 semanas y a los 3 meses, es de igual forma esencial los exámenes fecales repetidos para confirmar que los parásitos han sido eliminados (Eldredge, 2007).

La eliminación del parásito permite la normalización del tránsito intestinal y en las formas graves se debe administrar antiespasmódicos (Morailon y Legeay, 2006).

Prevención

- ✓ El concreto puede ser desinfectado con una dilución de hipoclorito de sodio o usando un lanzallamas (Tams, 2003.)
- ✓ Se debe recoger con frecuencia las heces y limitar la exposición de los perros a las zonas contaminadas lo cual es útil para disminuir la transmisión (Case, 2005).
- ✓ Los suelos de tierra pueden ser cambiados por suelos de grava u hormigón en los cuales también se puede usar cloro de uso doméstico (Eldredge, 2007).

Zoonosis

La trichuriasis humana ocurre sobre todo en regiones tropicales, en niños de 2 a 5 años, generalmente desnutridos y muchas veces infectados con otros parásitos y microorganismos intestinales (Acha y Szyfres, 1986).

Las fuentes de infección son el suelo o los cursos de agua contaminada con huevos del parásito. El modo de transmisión es la ingestión de los huevos en los alimentos o el agua, o las manos contaminadas con huevos infectantes (Acha y Szyfres, 1986).

Presentación clínica

La mayoría de casos de infección humana han sido asintomáticos, o los pacientes se han quejado solo de vagas molestias intestinales y diarrea moderada. En las infecciones con gran número de parásitos, puede haber dolor y distensión abdominal, diarrea, geofagia y anemia (Acha y Szyfres, 1986).

Prevención

- Mejorar la higiene ambiental mediante la disposición adecuada de las excretas para evitar la contaminación del suelo.
- Las manos y los alimentos crudos se deben lavar antes de comer.
- El agua de bebida debe ser hervida o filtrada

Ancylostoma caninum

Ciclo Biológico

Ancylostoma tiene un ciclo de vida directo, pero bastante complejo. Tras la excreción de los huevos en las heces, las larvas se desarrollan en su interior y eclosionan en 2 a 9 días. Son muy buenas nadadoras y aprovechan la humedad sobre la vegetación para desplazarse. Ahí esperan al paso de un hospedador adecuado. Las larvas pueden sobrevivir durante semanas en suelos húmedos y frescos, pero no sobreviven mucho tiempo a temperaturas extremas o en suelos secos. Los huevos de Ancylostoma caninum salen con las heces, pero es necesario que se disperse el bolo fecal. El suelo que más favorece es ligeramente arenoso, con bastante humedad y oxígeno; la temperatura óptima es entre 23-30°C. La primera larva L-I se desarrolla en un día, se alimenta de bacterias y muda para llegar al segundo estado larvario L-II (ambas con esófago rabadiforme) (Junquera, 2014).

Se alimenta y muda para dar lugar al tercer estado larvario L-III, conserva la muda de la segunda larva, ya no se alimenta y la muda le sirve de protección; esto sucede en 22 días a 15°C o en dos días a 20 o a 30° C. La larva L-III logra infestar al huésped por vía cutánea o por vía oral, sigue la ruta linfática para llegar al corazón y pulmones, en donde a través de los capilares pasa a los alvéolos, sigue su migración por bronquiolos, bronquios, tráquea y faringe en donde es deglutida para llegar al intestino; esta migración tarda desde dos días hasta una semana.

Las larvas que penetran por el intestino generalmente pasan por las glándulas de Lieberkhün del intestino delgado y luego de dos días regresan al lumen del intestino, muda tres días después de la infestación y llegan a adultos; el periodo

prepatente es de 15 a 18 días en perros jóvenes y de 15 a 26 en perros adultos, el período patente es de 6 a 12 meses (Quiroz, 1999).

Las larvas pueden penetrar en su hospedador, bien por vía percutánea o por ingestión. Si las larvas se ingieren, la mayoría invaden las glándulas gástricas, permanecen en ellas varios días y posteriormente regresan a la luz intestinal, mudando al cuarto estadio larvario y posteriormente al estado adulto (Padilla, et al. 2003).

Tras la ingestión por el perro, la mayoría de las larvas L-III llegan directamente al intestino donde completan el desarrollo a adultos, se instalan fijándose a la pared intestinal y comienzan a producir huevos. Sin embargo, algunas larvas penetran al interior del cuerpo e inician una migración a través de distintos órganos (larva migrans), para finalmente alcanzar la tráquea y, tras llegar a la boca volver a ser tragados. Durante esta migración pueden enquistarse en músculos, grasa u otros tejidos y permanecer en dormancia por tiempo indefinido. Las larvas que penetran a través de la piel alcanzan el sistema circulatorio, llegan a los pulmones y a través de la tráquea, por tos o estornudos llegan a la boca para ser tragados. De allí prosiguen hasta el intestino delgado donde se fijan, completan el desarrollo a adultos y comienzan a poner huevos (Junquera, 2014).

Si penetran por la piel, van avanzando por los tejidos, hasta que alcanza un vaso sanguíneo o un conducto linfático que los conduzca al corazón y desde allí a los pulmones. En los pulmones pasan a los alveolos, asciende por los bronquios hasta la faringe, pasan al esófago y desde aquí al intestino, donde mudan al cuarto estadio larvario, y posteriormente al estado adulto (Padilla et al., 2003).

Una vez reactivadas, las larvas en dormancia en los tejidos pueden llegar a las glándulas mamarias de las madres e infectar a las crías a través de la leche; o atravesar el útero e infectar directamente el feto (infección intrauterina) El tiempo de prepatencia mínimo dura de 2 a 4 semanas. Notablemente más en caso de migración somática de las larvas. Además del hospedador final perro, también pueden infectar a zorros, roedores como hospedadores secundarios. En ellos no completan el desarrollo a adultos, pero pasan al hospedador final cuando éste los caza y se los come (Junquera, 2014).

La manifestación también puede ser perinatal, y producirse a través del calostro (Padilla, et al., 2003).

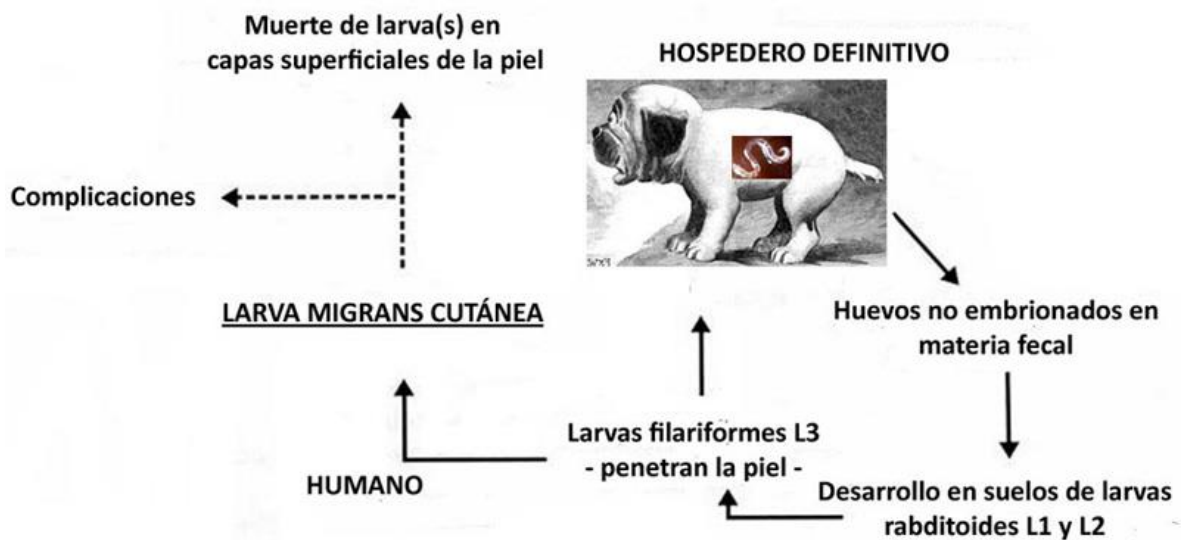


Figura 10. Ciclo biológico de *Ancylostoma caninum*.

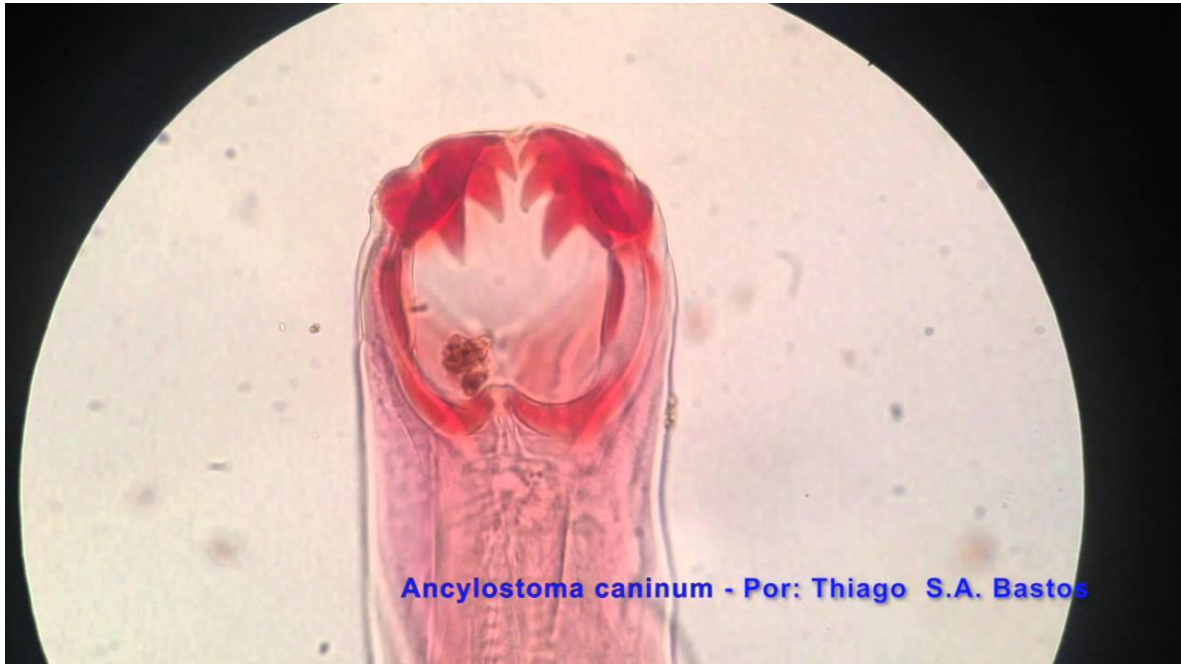


Figura 11. *Ancylostoma caninum*.

Cystoisospora spp

Parasitan a mamíferos, reptiles y algunos animales marinos (Velasco Lara, 1993). Los géneros de coccidios que causan la enfermedad de la coccidiosis son *Eimeria spp.* y *Cystoisospora spp.* (Quiroz, 2005).

La cystoisosporosis en perros es una infección parasitaria debida a la presencia y acción del protozooario de género *Cystoisospora*. Clínicamente se caracteriza por producir un cuadro de enteritis y diarrea, con anemia (Quiroz, 1999).

Signos clínicos y ciclo biológico

El ciclo biológico es típicamente coccidiano. Los ooquistes salen con las heces de los animales parasitados. En el medio ambiente se produce la esporulación formándose dos esporoquistes que contienen cuatro esporozoítos

cada uno, adquiriendo entonces la capacidad infectante. Cuando los ooquistes esporulados son ingeridos por un nuevo hospedador, se produce la esquizogonia, endodiogenia y gametogonia, en las células epiteliales o en la lámina propia del intestino delgado, ciego y colon, donde como fase final se formarán los ooquistes que saldrán con las heces y esporularán en 1-4 días. El período de prepatencia es de 9-11 días y la patencia de unas 4 semanas. Las coccidiosis cursan con diarrea (heces líquidas o pastosas) que, ocasionalmente pueden presentar moco, sangre o ambos. Otros signos presentes, sobre todo en animales jóvenes son: letargia, pérdida de peso, aerofagia, deshidratación y vómitos (Cordero y Vázquez, 1999).

Epidemiología, diagnóstico y control

La vía de contagio más frecuente para perros y gatos es la ingestión de ooquistes esporulados (formas infectantes) procedentes de otros animales enfermos que contaminan el medio (*Cystoisospora*). En general, en la mayoría de los animales infectados la coccidiosis cursa sin sintomatología aparente. En los casos de coccidiosis clínica se asocia siempre a condiciones de hacinamiento, estrés, deficiencias sanitarias (tiendas de animales, criaderos, perreras); enfermedades concomitantes, desnutrición y cualquier estado de inmunocompromiso predispone al padecimiento de estos procesos. El diagnóstico se basa en demostrar la presencia de los ooquistes, en las heces de los animales sospechosos mediante un análisis coprológico de rutina por flotación. Dado que la mayoría de los ooquistes deben permanecer en el medio ambiente durante unas horas para adquirir la capacidad infectante, la prevención de estos procesos resulta

relativamente sencilla, evitando que los animales parasitados mantengan contacto con las heces, extremando las medidas de limpieza (Cordero y Vázquez, 1999).

Las enfermedades ocasionadas por coccidios intestinales afectan fundamentalmente a pacientes con alguna inmunodeficiencia 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 zoíto 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).

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 *et al.*, 2014).

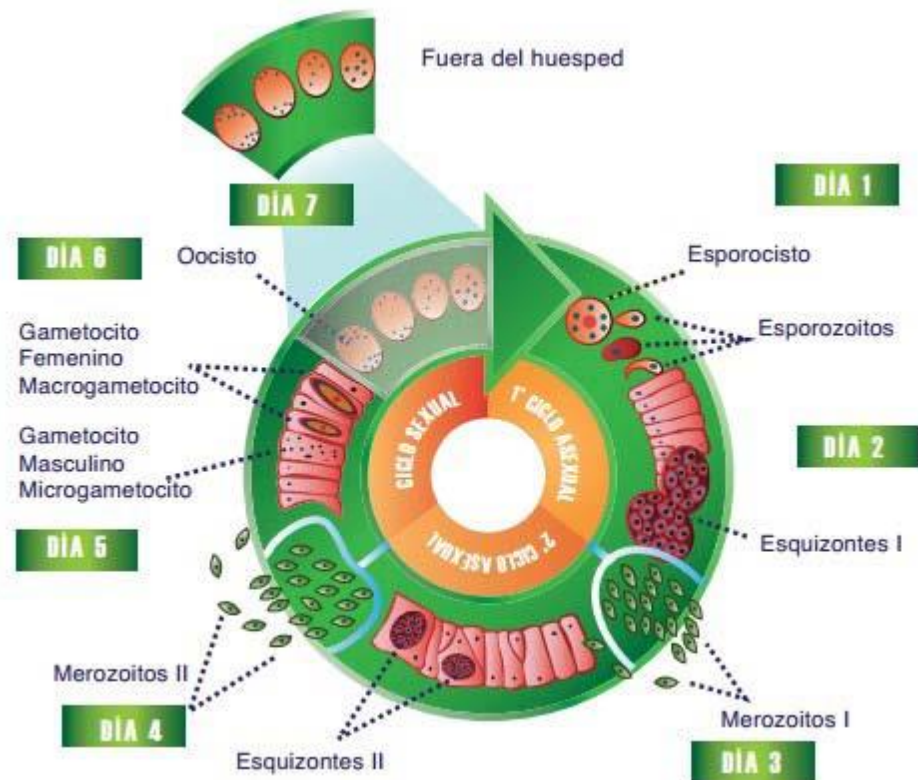


Figura 12. Ciclo biológico general de los coccidios.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar del área de estudio

El estudio se llevó a cabo en una comunidad urbana de la ciudad de Mexicali, Baja California, en el noroeste de México, que colinda con el estado de California, Estados Unidos de América, ubicada a 32° 40' Norte y 115° 28' Oeste con aproximadamente 1,150,000 habitantes, la región se caracteriza por su clima cálido, extremo y desértico.

Diseño del estudio

Con el objetivo de detectar la presencia de parásitos intestinales de importancia zoonótica en niños, perros, patios y jardines de las escuelas de la comunidad urbana seleccionada, se realizó un estudio epidemiológico transversal entre los meses de enero a abril del 2017. Se recolectaron muestras de heces de infantes que asistían a un jardín de niños público al que asisten un total de 220 niños entre los 4 y 6 años; así como a niños de una escuela primaria pública, a la que asisten un total de 280 niños entre los 7 y 13 años. Asimismo, se tomaron muestras de heces e intestinos de perros callejeros de esa comunidad que fueron capturados por el centro municipal de control animal (CEMCA) además se tomaron muestras de suelo en escuelas de esa comunidad.

Tamaño de muestra

Para cálculo del tamaño de muestra se aplicó el programa epimuestra 1.0 (Segura, 2008) para establecer ausencia de la enfermedad parasitaria con los siguientes valores: tamaño de población de 500 alumnos, prevalencia del 10%, nivel de confianza del 90% y sensibilidad del 90%; resultando en un tamaño de muestra de 24 alumnos. Se incluyó una muestra adicional para un total de 25 alumnos muestreados de forma aleatoria, de los cuales 13 provenían del jardín de niños y 12 de la escuela primaria.

Reunión de consentimiento del estudio

Se realizó una reunión informativa previa con directivos y padres de familia del jardín de niños y la escuela primaria, con el fin de dar a conocer el objetivo del estudio y establecer la metodología para la toma adecuada de muestras y el llenado del cuestionario epidemiológico, lográndose el consentimiento de padres de familia y autoridades de las escuelas involucradas para la realización del estudio.

Toma de muestras en niños

A cada uno de los padres de familia de los alumnos elegidos se les entregó una bolsa que contenía un par de guantes de látex y un contenedor estéril de plástico con tapa de rosca de 100 ml de capacidad, etiquetado con su nombre, así como instrucciones detalladas para la toma apropiada de la muestra de heces.

Toma de muestras de perros

Los perros fueron capturados por el CEMCA en la comunidad de estudio. Las muestras de heces de perros provenían de animales capturados y sacrificados por personal del Centro Municipal de Control Animal (CEMCA) de Mexicali, Baja California. Una vez que el personal del CEMCA había completado con su protocolo de sacrificio, los animales fueron sometidos a disección para extraer el intestino delgado y ciego. También se tomaron muestras de heces directamente de intestino grueso para la identificación de parásitos. Las muestras fueron identificadas, refrigeradas y enviadas al Laboratorio de Parasitología del Instituto de Investigaciones en Ciencias Veterinarias (IICV) de la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) para análisis parasitológico.

Toma de muestras de escuelas

Se tomaron muestras de suelo en cada una de las escuelas retirando una sección de 30 x 30 cm de lado y 0.5 cm de profundidad por cada 15 m² de área de patio (Canese et al., 2003). Las muestras podían ser de tierra, pasto, arena y materia fecal. Todas las muestras fueron colocadas en bolsas de plástico herméticamente selladas, identificadas y enviadas al Laboratorio de Parasitología del IICV-UABC.

Técnicas parasitológicas

A los intestinos obtenidos de perros del CEMCA se les realizó una incisión en toda su longitud con el fin de observar y evaluar el contenido y la mucosa

intestinal para la detección de parásitos. Los parásitos visibles a simple vista se depositaron en tubos con alcohol al 70% para su posterior identificación taxonómica. Para el análisis cualitativo de parásitos en muestras de heces de niños y perros se utilizó la técnica de flotación con sulfato de zinc (Besné et al., 2005), para el análisis de las muestras de suelo se utilizó solución salina saturada (Zajac et al., 2012).

Adicionalmente a las muestras se les añadió una solución de lugol para la identificación de giardias y amibas (Besné et al., 2005). La identificación morfológica de los huevos y oocistos se realizó mediante el procedimiento descrito por Zajac et al (2012).

Cuestionario epidemiológico

Se diseñó y aplicó un cuestionario epidemiológico con una primera sección dirigida a obtener información de los niños y sus respectivas familias que incluyó domicilio o ubicación geográfica, sexo, edad, número de miembros en la familia, frecuencia con que los niños visitan el parque, utilización de antiparasitarios, padecimiento de enfermedades parasitarias previas y tratamientos recibidos. La segunda sección del cuestionario epidemiológico incluyo información relacionada con el número de perros por vivienda, si el perro tiene acceso dentro de la casa o si vive afuera exclusivamente, si al perro dentro le es permitido salir y deambular fuera de la propiedad, padecimiento de enfermedades parasitarias previas, uso de antiparasitarios; además de información sobre raza, sexo, edad, talla, condición corporal y procedencia.

El cuestionario se diseñó para obtener información tal como: 1) Información general: dirección, sexo, edad, número de miembros en la familia, frecuencia que visitan los niños el parque, utilización de antiparasitarios. 2) Manejo de perros: número de perros en casa, vive fuera o dentro de casa, tienen contacto con el exterior, uso de antiparasitarios. Además, para cada perro incluido en el estudio se registró un cuestionario epidemiológico con el fin de conocer variables tales como: raza, sexo, edad, talla, condición corporal y lugar de procedencia.

Análisis estadístico

Con el fin de determinar la prevalencia de los parásitos encontrados en el estudio, se calculó el cociente entre los parásitos detectados por estrato analizado (niños, perros, suelos) entre número de casos analizados por estrato.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Sobre la base de las características de la población estudiada se puede observar que el 56% de las personas involucradas en el estudio fueron del sexo masculino y el resto femenino (Cuadro 1). En cuanto al nivel escolar, el 52% de las muestras correspondieron al nivel de jardín de niños y 48% al nivel primaria. Con respecto a la variable desparasitación, el 48% reportó que se desparasitan al menos cada 6 meses y el 52% no se desparasita nunca. El 45% de las unidades de observación reportó visitar los parques al menos una vez por semana. El 86% de las personas del estudio reportó contar con al menos un perro en casa.

Cuadro 1. Características de la población estudiada.

VARIABLE	NO.	%	VARIABLE	NO.	%
Sexo			Nivel escolar		
Masculino	14	56	Jardín de niños	13	52
Femenino	11	44	Primaria	12	48
Desparasitación			Visita a parques		
Sí	12	48	Nunca o rara vez	12	55
No	13	52	Al menos una vez por semana	10	45
Perros en casa			Conoce las zoonosis parasitarias		
No	3	14	Sí	19	83
Si (Uno o más)	18	86	No	4	17

Detección de parásitos gastrointestinales en niños de educación básica que son de interés en salud pública.

De las 25 muestras de heces analizadas en niños, una muestra (4%), resultó positiva a un parásito de importancia para la salud humana este es *Trichuris vulpis*., debido a que se puede encontrar en suelos, alimentos y baños contaminados y puede llegar a ocasionar prolapso rectal en humanos afectados (CDC, 2013). *Trichuris* es uno de los geohelminintos más importantes, con el cual la mayoría de pacientes puede no presentar síntomas; en niños causa síndrome disentérico, anemia por pérdida de sangre crónica, desnutrición y retraso en el crecimiento (Areekul, 2010). La importancia de este tipo de parasitosis intestinales en niño de estos niveles escolares reside en que los niños no están todavía bien entrenados para cumplir con las medidas higiénicas básicas de lavarse las manos apropiadamente, además que es frecuente que compartan el baño, por lo que está latente el riesgo de infección hacia los demás, varios factores predisponen a la transmisión zoonótica de los parásitos gastrointestinales de caninos, entre ellos está el status socioeconómico de la población, medidas inadecuadas de higiene, falta de asistencia veterinaria y de programas de desparasitación, entre otros (Heukelbach et al., 2002; Traub et al., 2002; Stull et al., 2007).

El cuadro 2, muestra la detección de parásitos de acuerdo con el nivel escolar como se puede observar en el jardín de niños se cuenta con un programa de medicina preventiva y en la primaria no.

Cuadro 2. Detección de parásitos por nivel escolar.

NIVEL ESCOLAR	MEDICINA PREVENTIVA	N	POSITIVO	%
Jardín de niños	Si	13	0	0
Primaria	No	12	1	8.3
Total		25	1	4

La ausencia de casos de parasitosis intestinales en el nivel del jardín de niños comparado con la del nivel primaria se puede explicar debido a que existe un programa de medicina preventiva instrumentado por parte del Sector Salud mismo que consiste en la desparasitación de los niños cada seis meses con albendazol suspensión por lo tanto es necesario y se recomienda que se implemente en todas las escuelas el programa de medicina preventiva con el fin de prevenir la infección por parasitosis intestinales.

En cuanto al caso positivo de *Trichuris vulpis*, se realizó un rastreo retrospectivo para identificar la fuente de infección con este parásito. Se identificó la familia del estudiante parasitado, la cual está compuesta por nueve miembros, quienes reportaron no tener mascotas (perros) y que viven en vecindario donde se comparte un solo sanitario de uso público entre todos los huéspedes. El Centro de Control de Enfermedades (2013) ha identificado una serie de factores que contribuye a la infestación tales como: la no existencia de un programa de limpieza regular, además de no contar con pisos de concreto en la totalidad del predio. En este caso la mayor parte del terreno del vecindario es de piso de tierra con acceso libre de perros y otros animales a la propiedad, ya que no cuentan con cerco perimetral. La combinación de esas características en la vivienda son factores de

riesgo que propician la diseminación de esta y otras parasitosis, ya que la contaminación por este parásito es a través del suelo, agua y los alimentos.

Considerando que el tamaño de muestra fue calculado para detectar la ausencia de enfermedad y resultó detectado al menos un caso de parasitosis, se asume que el 10% de los estudiantes de primaria podrían estar afectados por esta parasitosis. En otros países las prevalencias de *Trichuris vulpis* han sido muy variadas. Szabova *et al.*, (2007) en Eslovaquia detectó una prevalencia de 9.25%, sin embargo, en Latinoamérica este parásito se ha encontrado en rangos que van desde 0.5% en Brasil y del 52.2% en Argentina (Ferreira *et al.* 2005; Andresiuk *et al.* 2004).

Detección de parásitos intestinales en perros

El cuadro 3, muestra los parásitos detectados en los perros. Como se puede observar, de los 37 perros analizados, el 10.8% (4/37) resultaron positivos al menos a un tipo de parásito zoonótico, de los cuales, una muestra (2.7%) resultó positiva a *Toxocara canis*, una muestra (2.7%) resultó positiva a *Toxascaris leonina* y dos especímenes (5.4%) resultaron positivos a *Cystoisospora spp.* El parásito *T. canis* es de importancia debido a que causa afecciones en distintos órganos al migrar (Otranto *et al.*, 2013).

Martínez y Colaboradores (2010) en la Ciudad de México encontraron una prevalencia del 20% en perros que provenían de un hogar. En Querétaro Fernández y Cantó (2002) encontraron una prevalencia del 78%. En otros países también se han encontrado prevalencias mayores a las de este estudio: en España se ha

encontrado una prevalencia 71.33% (Martínez et al., 2007), Brasil del 58.53% (Katagiri y Oliveira, 2008), Etiopía del 86.8% (Dagmawi et al., 2012), en Japón 39.2% (Kimura et al., 2013) e Italia 43.02 – 57.41% (Zanzani et al., 2014). Una posible explicación a esa diferencia de prevalencias puede deberse a que los helmintos caninos son susceptibles a los efectos de las condiciones medioambientales y a los cambios de clima que necesitan para su desarrollo (Polley y Thompson, 2009, Lee et al., 2010 y Jenkins et al., 2011).

El parásito con mayor prevalencia fue *Toxocara canis* (7.10%), esto podría deberse a que tiene mayor resistencia a climas extremos y agentes químicos, estas características le pueden atribuir su mayor frecuencia en este estudio (Trillo et al., 2003), además este parásito presenta distintas vías de infección: oral, transplacentaria, transmamaria, y mediante hospedadores paraténicos, lo que le facilita la transmisión (Vignau et al., 2005). La prevalencia de toxocarosis fue menor a la reportada en otras áreas del país como el Distrito Federal en el que se encontró una frecuencia del 14% (Martínez et al., 2010), en Campeche del 14.44% (Encalada et al., 2011), en Querétaro del 13.93% (Fernández y Cantó, 2002) y Yucatán del 7.75% (Roger et al., 2001). Tinoco (2002) encontró una seroprevalencia del 88% en perros del centro antirrábico y 58.1% en perros de clínica del municipio de Mexicali, esta prevalencia se presenta mayor a la de este estudio debido a que se utilizó como prueba serológica ELISA. Está demostrado que esta prueba puede ser afectada por la reacción cruzada con otros parásitos, aunque esta prueba puede detectar a larvas migrando, incluso antes de que lleguen al intestino delgado y sean infectantes mientras que los métodos coproparasitoscópicos utilizados en el estudio

solo detectan la fase infectante una vez que se encuentra en intestino delgado (Muñoz y Hurtado, 2009).

La frecuencia de *Toxascaris leonina* (5.52%) fue menor a la reportada en Querétaro (11.91%) (Fernández y Cantó, 2002) y España (14.94%) (Martínez et al., 2006).

La prevalencia de *Cystoisospora spp.* fue menor a la encontrada en España en la que presentó 22% (Martínez et al., 2007). Y también inferior a los estudios realizados por (Bridger y Whitney, 2009) en perros domésticos en Francia donde se detectó una prevalencia de *Cystoisospora spp.* de 8,8% mientras que en Venezuela se detectó una prevalencia de 8,14 % (Ramírez, 2002). Los ooquistes de estos protozoarios intestinales son frecuentemente detectados en la población canina del mundo, a los cuales les pueden ocasionar episodios diarreicos con deterioro ponderal, e inclusive su deceso, especialmente en cachorros (Tortolero y col., 2008). Si bien es cierto este parásito no tiene implicaciones zoonóticas si representa implicaciones de salud animal por los efectos antes descritos que ocasiona en el perro.

Cuadro 3. Parásitos detectados en perros.

PARÁSITOS DETECTADOS	POSITIVAS/ANALIZADAS	FRECUENCIA
Toxocara canis	1/37	2.7%
Toxascaris leonina	1/37	2.7%
Cystoisospora spp.	2/37	5.4%
Total	4/37	10.8%

Detección de parásitos en suelos de escuelas

Se analizaron muestras provenientes de 10 escuelas, 2 del nivel de Jardín de Niños, 6 del nivel Primaria y 2 del nivel Secundaria de las cuales el 100% fueron detectadas con al menos un tipo de parásito intestinal de importancia en Salud Pública. En ocho de las 10 escuelas analizadas (80%) las muestras resultaron positivas a un solo tipo de parásito y dos de esas escuelas (20%) se encontraron co-infectadas con *T. canis* y *Cystoisospora spp.* En el 100% de las escuelas se encontró el parásito *Toxocara canis*, una posible explicación a esto es que la frecuencia de deposición de huevecillos del parásito es abundante y a la resistencia del huevecillo (De la Fe, 2006).

Cuadro 4. Detección de parásitos en suelo de los parques de las escuelas.

Nivel escolar	n	Positivas / Analizadas	Parasitos Detectados	%
Jardín de niños	3	3/3	Toxocara canis	100
Primaria	5	5/5	Toxocara canis	100
Total	8	8/8	Toxocara canis	100

El 100% de los parques analizados se encontraron infestados con parásitos zoonótico, esta cifra es bastante preocupante ya que los alumnos de las escuelas están en constante riesgo de infección. Es importante señalar que todas las escuelas cuentan con cercos perimetrales sin embargo no existe un buen control del acceso de las mascotas dentro de la escuela ya que los mismos estudiantes los llevan e incluso los alimentan propiciando un excelente hábitat para los perros porque tienen acceso a agua y alimento perpetuando la presencia de estos en las escuelas. En un estudio realizado por Tinoco et al., (2007) se encontró que el 78.1% de los parques de Mexicali se encontraban afectados con al menos un género de parásito. En otras zonas del país se han encontrado prevalencias del 24.7% en parques del estado de México (Romero et al., 2013) y del 37% en calles de Chiapas (Martínez et al., 2008).

CONCLUSIONES

- No se detectó ningún caso de parasitosis en el jardín de niños quizás debido al programa de medicina preventiva que tienen instrumentado.
- Se detectó una prevalencia del 10% de parasitosis en niños en la escuela primaria, misma que no cuenta con un programa de medicina preventiva.
- El 100% de los parques analizados estaban infestados representando un riesgo para la población que acude a esas escuelas.
- El 10% de los perros callejeros analizados fueron detectados con al menos algún parásito zoonótico.

Recomendaciones

- Instrumentar en las escuelas programa de medicina preventiva.
- Tener un mayor control sobre el acceso de mascotas en las escuelas.
- Estar monitoreando permanentemente por medio de examen coproparasitológicos a la población estudiantil.

BIBLIOGRAFIA

- Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2ª ed. Publicación Científica N 503. Washinton DC, EUA: Organización Panamericana de la Salud, 1986:844-849
- Acha, P. N. & B. Szyfres. 2001. Zoonoses and Communicable diseases common to man and animals. 3rd Ed. Pan American Health Organization, Pan American Sanitary Bureau, Regional Office of The World Health Organization, Washington, D.C., U.S.A.
- Agudelo, C., E. Villarreal, E. Cáceres, C. López, J. Eljach, N. Ramírez. 1990 Human and dogs *Toxocara canis* infection in a poor neighborhood in Bogota. Mem Inst Oswaldo Cruz; 85 (1): 75-8.
- Aiello, S. B. 2000. El manual Merck de veterinaria. 5 ed. Barcelona, E. Océano grupo editorial, S. A. 355 – 357. p.
- Alderete, J. M., E. H. Yamachito-Kanashiro, E. G. Rubisky, E.O. Mello, A. C. Pastorino, B. A. Pérez. 1999. Aspectos epidemiológicos da toxocariase en escolares do subdistrito do Butantã, zona oeste de São Paulo. Rev Soc Bras Med Trop;32(1):316-317.
- Andresiuk MV, Rodríguez F, Denegrí GM, Esardella NH, Hollman P (2004) Relevamiento de parásitos zoonóticos en materia fecal canina y su importancia para la salud de los niños. Arch. Argent. Pediatría 102 (5): 325-329.
- Andresiuk, V.M.; Denegrí, G.M.; Esardella, N.H.; Hollmann, P. Encuesta coproparasitológico canina. Realizado en plazas públicas de la ciudad de Mar Del Plata, Buenos Aires, Argentina. Parasitol.
- Arazi, M., R. Memik, M. I. S. Kapiciog˘lu. 1998. Hydatid disease of the spine. *Orthopedics*; 21: 909, 910-912.
- Araújo F, Crocci A, Carneiro R, da Silva J, Miyoshi M, Salgado F, et al. Contaminação de praças públicas de Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil, por ovos de *Toxocara* e *Ancylostoma* em fezes de cães. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical 1999;2(5):581-583.
- Areekul P, Putaporntip C, Pattanawong U, Sitthicharoenchai P, Jongwutiwes S. *Trichuris vulpis* and *T. trichiura* infections among schoolchildren of a rural community in northwestern Thailand: the possible role of dogs in disease transmission. *Asian Biomedicine* 2010;4(1):49-60.
- Bartlett MS, Harper K, Smith N, Verbanac P & Smith JW. Comparative evaluation of a modified zinc sulfate flotation technique. *J Clin Microbiol* 1978; 7:524-528.
- Beaver Chester, P. *Parasitología Clínica*, 1998, 2ª ed. Ed. JGH Ciencia y Cultura Latinoamericana, S. A. de C. V.
- Beiromvanda M, Akhlaghia L, Hossein Fattahi Massomb S, Reza-Meamara A, Motevalianc A, Oormazdia H, Razmjoua E. Prevalence of zoonotic intestinal parasites in domestic and stray dogs in a rural area of Iran. *Prev Vet Med* 2013;109:162-167.
- Beiromvanda M, Akhlaghia L, Hossein Fattahi Massomb S, Reza-Meamara A, Motevalianc A, Oormazdia H, Razmjoua E. Prevalence of zoonotic intestinal

- parasites in domestic and stray dogs in a rural area of Iran. *Prev Vet Med* 2013;109:162-167.
- Blaszowska J, Wojcik A, Kurnatowski P, Szwabe K. Geohelminth egg contamination of children's play areas in the city of Lodz (Poland). *Veterinary Parasitology* 2013;192:228-233.
- Bentounsi B., S. Meradi, A. Ayachi, J. Cabaret. 2009. Cestodes of untreated large stray dog populations in Algeria: a reservoir for herbivore and human parasitic diseases. *The Open Veterinary Science Journal*.3, 64-67. *Constantine, Algeria*.
- Boris Szyfres, Pedro N. Acha. (1986). Zoonosis Y Enfermedades Transmisibles Comunes Al Hombre Y a Los Animales. Washington, DC, EUA: Organización mundial de la salud.
- Botero, D. 1998. Parasitosis Humanas. 3 ed. Medellín, Colombia. Ediciones Rojo. 105 – 115 p.
- Botero D, Restrepo M. Técnicas de laboratorio en parasitología médica. En: Parasitosis humanas. 5ta ed. Medellín, Colombia: Corporación para investigaciones biológicas, 2012:694-695.
- Breña, J. P., L. Huayanay, R. A. Hernández, Y. Espinoza, W. Roldán y C. P. Maguiña. 2007. Seroprevalence of Toxocariosis in children at educative facilities of the district of San Juan de Lurigancho. 56th Annual Meeting of the American Society of Tropical Medicine and Hygiene, Philadelphia, USA. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 77(Suppl. 5): 110.
- Breña, J. P., I. Rolando, A. G. Hernández, R. A. Hernández, M. De La Torre, Y. Espinoza. 2008. Ocular Toxocariosis in Peru: A report of 16 cases. 13th International congress on infectious diseases, Kuala Lumpur.
- Buijs, J., G. Borsboom, J. J. van Gemund, A. I. Hazebroek, P. A. M. Van Dongen, F y Van Knapen. 1994. *Toxocara* seroprevalence in 5-year-old elementary schoolchildren. Relation with allergic asthma. *Am J Epidemiol*; 140 (9): 839-47.
- Cabrera PA, Ordóñez OE, Cortés JA, Rodríguez JM, Villamil LC. Determinación de parásitos zoonóticos (helminthos y protozoarios) en caninos del Centro de Zoonosis de Bogotá, D.,C. *Biomédica* 2003;23(Sup.1):153.
- Cahill, Kevin M. 2011. International Humanitarian Affairs: Tropical Medicine: A Clinical Text (8th Edition). Bronx, NY, USA: Fordham University Press, 2011. p 181. Fordham University Press.
- Campos PC, Barros IM, Campos J, Braga V, Cazorla I, Albuquerque G, Carvalho S. Parasitas zoonóticos em fezes de cães em praças públicas do município de Itabuna, Bahia, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2008;17(4):206-209.
- Canese A., Dominguez R., Otto C., Ocampos C., & Mendonca E. (2003). Huevos infectivos de *Toxocara* en arenas de plazas y parques de Asunción, Paraguay. *Arch. Pediatr. Urug.* 74: 51-56.
- Cantillana, M. J. 1996. Nuestro criterio diagnóstico y terapéutico en la hidatidosis hepática. *Rev Esp Enf Ap Digest*, 10: 34-41.
- Carrada BT (2006) Larva migrans cutánea: revisión del tema y descripción de cuatro casos. *Med Int Mex* 22:143-148.

- Case L.P., 2005. (2005). Canine and Feline Behavior and Training: A Complete Guide to Understanding our two best friends. Clifton Park, NY: DELMAR.
- Castillo, D., C. Paredes, C. Zanartu, G. Castillo, R. Mercado, V. Munoz y H. Schenone. 2000. Environmental contamination with *Toxocara* sp. eggs in public squares and parks from Santiago, Chile. *Bol. Chil. Parasitol.* 55: 86-91.
- Capuano DM, Rocha GM. Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em áreas públicas do município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. *Rev Bras Epidemiol* 2006;9(1):81-86.
- Center for Disease Control and Prevention. 2013. Trichuriasis. <https://www.cdc.gov/parasites/whipworm/>
- Codeisa. Comportamiento de la población canina del Distrito Capital analizando tasa de fecundidad, natalidad y mortalidad y la relación hombre-animal. Bogotá, D.C.: Secretaría Distrital de Salud de Bogotá, D.C.; 1999. p.77.
- Coffin DI. Laboratorio clínico en medicina veterinaria. 3a ed. México, D. F: La Prensa Médica Mexicana, S.A.; 1986. p.847.
- Cordero, M. 1993. Manifestaciones oculares de algunas enfermedades tropicales. Universidad Central de Venezuela, Caracas.
- Cordero del Campillo, M. 1999. Parasitología Veterinaria. 1 ed. Madrid, E. Editorial McGraw-hill-interamericana de España, S. A. U. 642 – 646. p.
- Cordero Del Campillo, M et al. Parasitología veterinaria. Madrid, España; McGraw–Hill: 2000.
- Chorazy ML. A Survey of Environmental Contamination with *Ascarid Ova*. Wallingford, Connecticut: Vector Borne Zoonotic Dis. 2005;5:33-39
- Coelho, L., M. Silva, C. Dini, A. Giacón, N. Novo y E. Silveira. 2004. Human Toxocariasis: a Seroepidemiological Survey in Schoolchildren of Sofocaba, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*; 99(6): 553-57.
- Cordero del Campillo M, Rojo V, Martínez F, Sánchez A, Hernández, R, Navarrete I, Díez B, Quiroz R y Carvalho V (1999) Parasitología Veterinaria, primera edición en español, editorial McGraw-Hill-Interamericana. Madrid España, 968 pp.
- Cowell R. L. 2009. Diagnóstico citológico y hematológico del perro y el gato, 3a ed. Elsevier España.
- Cruz-Reyes, A. 1993 y 2003. Zoonosis parasitarias. Microbiología y parasitología para estudiantes de medicina, 1ra y 3ra Edición. Editor: Dr. Jorge Tay, profesor del Departamento de Microbiología y Parasitología de la Facultad de Medicina, UNAM. Editorial: Méndez Editores, México, D. F.
- De la Fe, R. P., R. B. Dumenigo, A. E. Brito y S. J. Aguiar. 2006. *Toxocara canis* y síndrome Larva *migrans visceralis*. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*®, ISSN 1695-7504, Vol. VII, nº 04.
- Del Campillo, M. C. y F. A. Rojo. 1999. Parasitología Veterinaria ed. McGraw- Hill Interamericana. Madrid, España.
- Delgado, O., P. Asso, C. Botto, G. Ramirez, M. Leal y R. Mattei. 1992. Estandarización de un método para detectar antígenos circulantes de *Toxocara canis*. LII Convención Anual de ASOVAC, Caracas, Venezuela.
- Delgado O., J. Castro, V. Coraspe, M. Rivas y S. Silva. 2007. Factores predictores de serología positiva para Toxocariosis. *Bol. Malar. Salud Amb.* 47 (Suppl. 1): 158.

- Delgado, O. y A. J. Rodríguez. 2009. Aspectos clínico-epidemiológicos de la toxocariosis: una enfermedad desatendida en Venezuela y América Latina. *Bol Mal Salud Amb.* 2009, vol.49, n.1, pp. 1-33. ISSN 1690-4648.
- Demirci M, S Kaya, ES Çetin, BC Arıdoğan, S Önal, M Korkmaz Iran J Parasitol. 2010. Seroepidemiological Investigation of Toxocariosis in the Isparta region of Turkey. June; 5(2): 52–59.
- Despommier, D. 2003. Toxocariosis: Clinical aspects, epidemiology, medical ecology and molecular aspects. *Clin. Microbiol. Rev.* 16: 265-272.
- Devika R Iddawela¹, PVR Kumarasiri² and Manel de S Wijesundera. 2003. A seroepidemiological study of Toxocariasis and risk factors for infection in children in Sri Lanka. Department of Parasitology, ²Department of Community Medicine, Faculty of Medicine, Peradeniya, Sri Lanka. Vol 34 No. 1
- Devore, J. y Peck, R. (2001), *Statistics The Exploration and Analysis of Data*, Ed. 4, Duxbury Press.
- Díez-Baños P, Díez-Baños N, Morrondo-Pelayo MP. 1999. Parasitosis del perro y el gato: nematodosis, tricuriasis. En: Cordero del Campillo M, Rojo-Vázquez FA, Fernández-Martínez AR, Hernández Rodríguez S, López-Cozar IN, et al (eds). *Parasitología veterinaria*. 1a ed. Mcgraw-Hill Interamericana, Madrid, España, Pp 636-638.
- Dumenigo BE, Gálvez D. Contaminación de suelos en Ciudad de La Habana con huevos de *Toxocara Canis*. *Revcubmedtrop* 1995.
- Dumenigo BE, Lao N. Prevalencia de *Toxocara Canis* en perros caseros de Ciudad de La Habana. *Revcubmedtrop* 1994.
- Eckert J, Gemmell MA, Soulsby E JL & Matyas Z (1984). Guidelines for surveillance prevention and *Cysticercus tenuicollis* in slaughtered sheep.
- Eirás DF, More GA, Unzaga JM. Nematodos de carnívoros. [Revista en internet]. *Magazinecanino*.2009:1-10. [Consultado el 12 de octubre de 2010]. Disponible en: [http://www.magazinecanino.com/uploads/biblioteca/trichuris%20vulpis.pdf\(14\)](http://www.magazinecanino.com/uploads/biblioteca/trichuris%20vulpis.pdf(14))
- Eldredge DM, D. Carlson L, G. Carlson D, M. Giffin J. Dog Owner`s Home Veterinary Handbook. 4 ed. Adelman B, editor. Hoboken: Wiley Publishing, Inc; 2007. p.61. (15)
- Encalada L.A., E. I. Ubaldo, J.J. Vargas, M. J. García, R. E. Medina. Prevalencia de parásitos gastroentéricos de canidos en la ciudad de Escárcega, Campeche, México. 2011. *Escuela Superior de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Campeche*, 27(2): 209-217. Campeche, México.
- Espinoza, E. S., J. L. Arellano, M. M. Sánchez, A. M. Álvarez. 2000. Parasitosis de interés en nuestro medio: aspectos actuales de la toxocariosis humana. Vol. 36. No. 10. *Laboratorio de Parasitología*. Universidad de Salamanca. Salamanca. Unidad de Enfermedades Infecciosas y Medicina Tropical. Departamento de Ciencias Médicas y Quirúrgicas. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria.
- Fabijan CO. Indicadores de riesgo demográfico de transmisión de helmintiasis caninas en plazas de la ciudad de Buenos Aires. Cátedra de Parasitología, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires. 1997. Disponible en: <http://www.geocities.com/Athens/Atlantis/4003/textos/parásito>.

- FAO. 1982. *Echinococcus/hydatidosis: surveillance, prevention and control. FAO/UNEP/WHO guidelines*. FAO Animal Production and Health Paper No. 29. Rome.
- Fenner WR. Medicina Veterinaria de Perros y Gatos. Manual de Diagnóstico Rápido. Editorial Limusa: México D.F.; 1989.
- Fernández C.F. y A.G. Cantó. 2002. Frecuencia de helmintos en intestinos de perros sin dueño sacrificados en la ciudad de Querétaro, Querétaro, México. *Veterinaria México* 33(3): 247-253.
- Flisser AK, Williams JP, Laclette C, Larralde C, Ridaura A & Beltran F (1982). *Cysticercosis: Present state of knowledge and perspectives*. Academic Press, New York. Pp 7-9.
- García HH, González AE, Rodríguez S, Gonzalvez G, Llanos-Zavalaga F, Tsang VC, et al. Epidemiología y control de la cisticercosis en el Perú. *Rev. Perú Med. Exp. Salud Pública*. 2010;27(4):592-97.
- Gemmell, M.A. 1979. Hydatidosis control: a global view. *Aust. Vet. J.*, 55: 118-124.
- Gemmell, M.A. y J.R. Lawson. 1986. The epidemiology and control of hydatid disease. In R.C.A. Thompson, ed. *The biology of Echinococcus and hydatid disease*, p. 1&9-216. London, UK, George Allen & Unwin.
- Gétaz, L., F. Samalvides, J. P. Breña, D. Torrejon y C. P. Maguiña. 2007. Relación entre Toxocariosis y Asma: estudio prospectivo en niños del Hospital Nacional Cayetano Heredia, Lima, Perú. *Acta Med Per*; 24(2): 11-20.
- Gibbons LM, Jacobs DE, Fox MT (2011) La Guía RVC/FAO para el diagnóstico parasitológico veterinario. Examen fecal para determinación de helmintos parásitos.
http://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/Index/Index.htm
- Gorman T, Soto A, Alcaino H. (2006). Parasitismo gastrointestinal en perros de comunas de Santiago de diferente nivel socioeconómico. *Parasitología Latinoamericana* 61: 126-132.
- Gossios, K, G. P. D. Kontogiannis y J. Kakadellis. *General Hospital of Ioannina*, 2003; 12: 181-187.
- Guardis, M. V., N.E. Radman, L. Burgos, R. D. Fonrouge y S. M. Archelli. 2002. *Toxocara canis*: Migración larval y eosinofilia en el hospedador paraténico. *Parasitol Latinoam*; 57: 46-9.
- Gubler D.J. (1998). Resurgent Vector-Borne Diseases as a Global Health Problem *Emerging Infectious Diseases*, 4 (3). Marquardt W. Et al. (2000). *Parasitology and Vector Biology*. Academic Press.
- Habluetzel A, Traldi G, Attili AR, Scuppa P, Marchetti R, Menghini G *et al*. An estimation of *Toxocara canis* prevalence in dogs, environmental egg contamination and risk of human infection in the Marche region of Italy. *Vet Parasitol* 2003;11;243-252.
- Hafize, Y, T. Acar, K. S. Orhan y U. Tumer. 2002. Surgical treatment of cardiac hydatid disease a report of 7 cases. *Texas Heart Institute Journal*; 33: 333-339.
- Herrera A. Prevalencia, intensidad y factores asociados a la presencia de nemátodos y céstodos intestinales, en gatos callejeros de la ciudad de

- Mérida, Yucatán. (tesis) México, D.F.: Universidad Autónoma de México; 2002.
- Heymann, D. L. y American Public Health Association. 2004. Control of communicable diseases manual: An official report of the American Public Health Association. 18th Edn. American Public Health Association, Washington DC, USA.
- Holland C, O'Connor P, Taylor MR, Huges G, Girdwood RW, Smith H. Families, Parks, Gardens and Toxocariasis. *Scand J Infect Dis* 1991; 23:225-231.
- Hotez, P. J. 1993. Visceral and ocular larva migrans. *Semin. Neurol.* 13:175-179.
- Hotez, P. J., D. H. Molyneux, A. Fenwick, J. Kumaresan, S. E. Sachs y J. D. Sachs. 2007. Control of neglected tropical diseases. *N. Engl. J. Med.* 357: 1018-1027.
- Hotez, P. J. 2008. Neglected infections of poverty in the United States of America. *Plos. Negl. Trop. Dis.* 2: E256.
- Huapaya P, Espinoza Y, Roldán W, Jiménez S. Toxocariosis humana: ¿problema de salud pública? *An FacMed (Lima)*. 2009; 70(4):283-90.
- Itoh N, Muraoka N, Aoki M, Itagaki T. Prevalence of *Toxocara canis* Infection in Household Dogs. *Contents* 2004; 78:114-119.
- Kahn, C.M. (2007). El manual Merck de veterinaria. Westford, Massachusetts: Oceano Difusion.
- Kardaras, F., D. Kardara, D. Tselikos, A. Tsoukas, N. Exadactylos, M. Anagnostopoulou, C. Lolas y L. Anthopoulos. 1996. Fifteen-year surveillance of echinococcal heart disease from a referral hospital in Greece. *Eur Heart J*; 17: 1265-1270.
- King J L. 2014. One Health: What is it and why is it important. In: Maloy, S., and Atlas, R. M. *One Health: People, Animals, and The Environment*. American Society of Microbiology, Washington, DC, Pp 3-7.
- Kopp C. W., T. Binder, M. Grimm, O. Merl, F. Thalhammer, R. Ullrich, G. Heinz, G. Mundigler, T. Stefenelli, G. Maurer, H. Baumgartner y M. Zehetgruber. 2002. Left ventricular echinococcosis with peripheral embolization. *Circulation*; 106: 1741-1742.
- Lawson, J.R. y Gemmell, M A. 1985. The potential role of blowflies in the transmission of taeniid tapeworm eggs. *Parasitology*, 91: 129-143.
- Levine, N. "Tratado de Parasitología Veterinaria", 1978, 1ªed, Ed. Acriba España.
- Lewis J. W. y Maizels A. *Toxocara* and Toxocarosis. Clinical, epidemiological and molecular perspectives. London: British Institute of Biology; 1993. p. 111-6.
- Loza Vega Ariel, Gonzales Rojas José Luis, Marin López Gloria. 2006. Estudio epidemiológico de *Toxocara* sp. y *Ancylostoma* sp. en canes y paseos Públicos de los distritos I al V de Santa Cruz de la Sierra. *Revista Electrónica de Veterinaria*, vol. VII, núm. 9. pp. 1-23.
- Magnaval, J. F., L. Glickman y P. Dorchies. 1998. Highlights Apaza A, et al. Soil Contamination and Human Infection by *Toxocara* sp. in the Urban Area of Lima, Peru. *Mem Inst Oswaldo Cruz*; 93(6): 733-734.
- Magnaval J-F, Glickman LT, Dorchies P, Morassin B. 2001. Highlights of human toxocariasis. *Korean J Parasitol* 39(1),1-11.
- Manson, P., G. C. Cook y A. Zumla. 2003. Manson tropical diseases. 21st Edn. Saunders, London, UK.

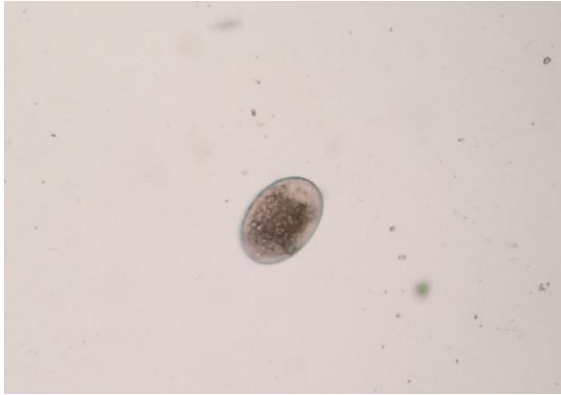
- Martínez, Antonio Y Rojo, Francisco. "Parasitología y enfermedades parasitarias", 1988, 7ª ed. Ed Interamericana
- Martínez, B. T., C. E. Gutiérrez, S. E. Alpizar y L. R. Pimienta. 2008. Contaminación parasitaria en heces de perros, recolectadas en calles de la ciudad de San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México. *Vet. Mex.* 39(2):173-180.
- Martínez-Barbabosa I, Gutiérrez-Cárdenas EM, Alpizar-Sosa EA, Pimienta-Lastra R de J. 2008. Contaminación parasitaria en heces de perros, recolectadas en calles de la ciudad de San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México. *Vet Mex* 39, 173-180.
- Martínez, B. I., E. G. Cárdenas, E. A. Sosa y R. P. Lastra. 2008. Contaminación parasitaria en heces de perros, recolectadas en calles de la ciudad de San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México.
- Martínez, Manuel. "Manual de parasitología Médica". México 1967. Ed. Fournier.
- McManus, D.P. y J.D. Smyth. 1986. Hydatidosis: changing concepts in epidemiology and speciation. *Parasitol. Today*, 2(6): 163-168.
- Mehmet, A., E. Mehmet, O. Kemal, Recep, M. O. Mustafa. 2005. Primary *Echinococcus* infestation of the bone and muscles. *Clinical Orthopaedics And Related Research*; 432: 234-241.
- Mehlhorn, H., Duwel, D., Raether, W. (1993). Manual de parasitología veterinaria. Bogotá, Colombia: Presencia.
- Mehlhorn, H., Duwel, D. y Raether, W. (1993). diagnose und therapie der parasitosen von haus-, nutz- und heimtieren. New York: Gustav Fisher.
- Merck M. Veterinary Forensics. 1 ed. Ames: Blackwell Publishing; 2007. p.43-4.
- Minvielle, M. C., G. Niefeld, M. L. Ciarmela y J. A. 1999. Basualdo. Toxocariosis causada por *Toxocara canis*: Aspectos clinicoepidemiológicos. *Enferm Infecc Microbiol Clin*; 17: 300-6.
- Molina, C. P., J. Ogburn y P. Adegboyega. 2003. Infection by *Dipylidium caninum* in an infant. *Arch Pathol Lab Med*; 127: e157-9.
- Moqble R. (Ed.) (1992). Allergy and Immunity to Helminths: Common Mechanisms or Divergent Pathways. Taylor & Francis, London.
- Moraillon, R. y Legeay, Y. (2006). Dizionario pratico di terapia canina e felina. Masson, Paris: Elsevier.
- Moro, A. y M. Peter. Echinococcosis: a review. 2007. Immunization Safety Office, Office of the Director, Centers for Disease Control and Prevention. Atlanta, Georgia USA. Division of Parasitic Diseases, Coordinating Center for Infectious Diseases, Centers for Disease Control and Prevention, Atlanta, Georgia, USA.
- Náquira C. Las zoonosis parasitarias en el Perú, su impacto en la economía y salud del país. *An Acad Nac Med (Lima)*. 2006;124-26.
- Nandi, S.; De, Ujjwal K. 2010. Veterinary Public Health: At a Glance. Lucknow, IND: Global Media, p141.<http://site.ebrary.com/lib/uabc/Doc?id=10415135&ppg=152>
- Nelson RW, Couto CG, Bunch SE, Grauer GF, Hawkins EC, Johnson CA, et al. Aparato Digestivo. En: Dioki Servicios Integrales de Edición, editores. Manual de Medicina Interna de Pequeños Animales. Madrid: Elsevier España, S.A; 1999.p.277-79. (35)

- Nestor J, Pasamonte L, Marinconz R, De Marzi M, Cajal S, Malchiodi E. Parasitosis Zoonóticas transmitidas por perros en el Chaco Salteño. Medicina-Buenos Aires 2000.
- Overgaauw, A. M. 1997. Aspects of *Toxocara* epidemiology: Human Toxocarosis. *Crit. Rev. Microbiol.* 23: 215-231.
- Overgaauw, A. M. Aspects of *Toxocara* epidemiology: Toxocarosis in dogs and cats. *Crit Rev Microbiol* 1997; 23(3): 233-51.
- Olsen, Wilford. "Parasitología Animal", 1977 Ed. AEDOS
- Otranto D, Dantas-Torres F, Brianti E, Traversa D, Petrić D, Genchi C, Capelli G. 2013. Vector-borne helminths of dogs and humans in Europe. *Parasit Vector* 6: 16.
- Padilla, F. Cuesta, A. y Cuesta López, E. (2003). Zoología aplicada. Madrid, España: Díaz de santos.
- Quiñones A. F., E.E. Aliet , V. R. Rodríguez , D. L. Alpizar. 1998. Contribución al estudio de los helmintos del tracto digestivo en perros de la Ciudad de Mérida, Yucatán, México *Revista AMMVEPE*; 9(6): 191-193
- Quiroz H. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Editorial Limusa: México D.F.; 1984.
- Quiroz Romero, H. "Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos", 1994, 5ª impresión. Ed. Noriega Editores.
- Quiroz, R. H. 1999. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México D. F. Editorial Limusa S. A de C. V. 483 – 490 p.
- Radman, N. E., S. M. Archelli, R. D. Fonrouge, M. del V. Guardis y O. R. Linzitto. 2000. Human Toxocarosis. Its seroprevalence in the city of La Plata. *Mem Inst Oswaldo Cruz*; 95 (3): 281-5.
- Radman, N. E., S. M. Archelli, R. D. Fonrouge, M. del V. Guardis y O. R. 2000. Toxocarosis neurológica: descripción de un caso clínico. *Rev Chil Neuro-Psiquiatr*; 38: 196-200.
- Radostits OM, Gay CC & Hinchcliff KW (2007). *Veterinary Medicine* (10th edition). McGraw-Hill publishers. Pp 1582-1583.
- Rodríguez, R. I., J. L. Domínguez, J. A. Aguilar y L. A. Cob. 2001. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev. Biomed.* 12: 19-25.
- Roger I. R., E. B. González, L. D. Alpizar, A. A. Flores y A. C. Galera. 1996. Prevalencia de *Dipylidium caninum* en perros callejeros de la ciudad de Mérida. Yucatán, México.
- Romero Cabello "Microbiología y Parasitología Humana", 1998, 1ª ed. Ed. Médica Panamericana.
- Romero-Núñez C, Yañez-Arteaga S, Mendoza-Martínez G D, Bustamante-Montes L P, Ramírez-Durán N. 2013. Contaminación y viabilidad de huevos de *Toxocara* spp. en suelo y heces colectadas en parques públicos, calles y perros en Toluca, México. *Rev Cient* 23(006).
- Romero, C. N., D. M. Mendoza, A. S. Yañez, M. M. Ponce, M. P. Bustamante, D. N. Ramirez. 2013. Prevalence and Risk Factors Associated with *Toxocara canis* Infection in Children. *The Scientific World Journal*. Volume 2013. Article ID 572089, 4 pages.

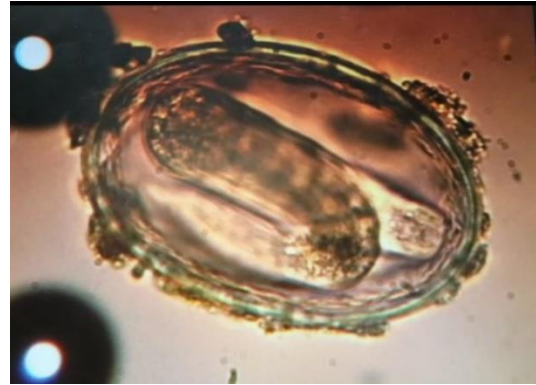
- Sánchez, T., G. Pradenas, M. Torres y M. 1994. Canales. Síndrome de larva migrante visceral. Toxocariosis. Enfermedad transmitida por perros. Rev Chil Infectol; 11: 17-22.
- Schaer M. Clinical Medicine of the Dog and Cat. 2 ed. Londres: Manson Publishing Ltd; 2010.p.384.
- Schantz PM, Glickman LT. Ascáridos de perros y gatos: un problema de salud pública y de medicina veterinaria. Bol Ofic San Panam 1987.
- Schantz PM. *Toxocara larva migrans* now. Am J Trop Hyg 1989;41:21-34.
- Smythe. R. H. 1911. Veterinary parasitology. [Chicago: Alex. Eger. Cornell University Library](#). p. 109-111.
- Soulsby, E. J. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. México D. F. Nueva editorial Interamericana S. A de C. V. 199 – 202 p.
- Soulsby, E.J.L. 1982. *Helminths, arthropods and protozoa of domesticated animals*, 7th ed. p. 119-127.
- Stallbumer, M. The prevalence and epidemiology of cestodes in dogs in Clwyd Wales. An Trop Med Parasitol 1987; 1:43-47.
- Steinfeld H, Gerber P, Wassenaar T, Castel V, Rosales M, de Haan C. La larga sombra del ganado. Problemas ambientales y opciones. Roma: FAO; 2009.
- Tams, T.R., (2003). Handbook of Small Animal Gastroenterology. Philadelphia, USA: SAUNDERS.
- Taranto, J. N., I. Passamonte, R. Marinconz, M. C. De Marzi, S. P. Cajal, I. Emilio y E. L. Malchiodi. 2000. Parasitosis zoonóticas transmitidas por perros en el chaco salteño. Buenos Aires 60 (2): 217-220.
- Tarsitano E, Greco G, Decaro N, Nicassio F, Lucente M S, Buonavoglia C, Tempesta M. 2010. Environmental monitoring and analysis of faecal contamination in an urban setting in the city of Bari (Apulia Region, Italy): Health and hygiene implications. Int J Environ Res Public Health 7, 3972–3986.
- Tinoco-Gracia L, Barreras-Serrano A, López-Valencia G, Tamayo-Sosa AR, Rivera-Henry M, et al. 2007b. Frequency of *Toxocara canis* eggs in public parks of the urban area of Mexicali, B.C., Mexico. *J Anim Vet Adv* 6, 430-434.
- Tinoco, G. L. Seroprevalencia y factores de riesgo asociados a larva migrans de *Toxocara canis* en niños y perros de Mexicali. 2002. Baja California. Mexico.
- Thompson, R. C. A. y C. E. Allsopp. 1988. *Hydatidosis: veterinary perspectives and annotated bibliography*.
- Thompson RCA & AJ Lymbery (1995). *Echinococcus* and hydatid disease (1st edition). Wallingford, CAB International. Pp 23-26.
- Totkova A, Kloobusicky M, Holkova R, Friedova L. Current prevalence of toxocariosis and other intestinal parasitoses among dogs in Bratislava. Epidemiol Mikrobiol Imunol 2006; 55:17-22.
- UPCH-DISA. 2007. Toxocariosis, “El Parásito Viajero”. Material educativo: Rotafolio y guía de uso. Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia (UPCH) -

- Dirección de Salud (DISA) IV Lima Este; 2006. XVIII Congreso Latinoamericano de Parasitología, 21-25 octubre 2007, Venezuela. Bol. Mal. Salud Amb. 47(Supl. 1): 332-333.
- Vasquez, O.; Ruiz, A.; Martínez, I.; Merlin, P.N.; Tay, J.; Pérez, A. Soil contamination with *Toxocara*, Spp. eggs in public parks and home gardens from Mexico, City. Bol. Chil. Parasit 1996.
- Vignau M. L., L. M. Venturini, J. R. Romero, D. F. Eiras, W. U. Basso. 2005. Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Toxocariosis en perros y gatos. P. 99. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Worley, G., J. Green, T. Frothingham, R. Sturmer, K. Walls y A. Pakalnis. *Toxocara canis* Infection: Clinical and Epidemiological Associations with seropositivity in Kindergarten Children. J Infect Dis 1984; 149(4): 591-597.
- Yury, L. S., O. Nikolay. T. Gaziyav. 2006. Musaev and Alexander V. Morozov Heart echinococcosis: current problems and surgical treatment. Pirogov National Medical Surgical Center, Research Center of Thoracic Surgery, Moscow, Russia. *European Association for Cardio-thoracic Surgery*, 10: 121- 129.
- Zajac M. A. y A. G. Conboy. 2012. Parasitología Clínica Veterinaria. Wiley-Blackwell. Octava edición. P. 45, 55-59
- Zajac AM, Conboy GA, Greiner EC, Smith SA, Snowden KF. 2012. Fecal examination for the diagnosis of parasitism. In: *Veterinary Clinical Parasitology*. 8th ed. Blackwell Science, Iowa, USA.
- Zavala, Tay, Aguilera, Lara "Parasitología Médica", 1996, 6ª ed. Ed. Méndez.
- Zoonosis y enfermedades transmisibles Comunes al hombre y a los animales. 2ª ed. Publicación Científica N 503. Washington DC, EUA: Organización Panamericana de la Salud, 1986.

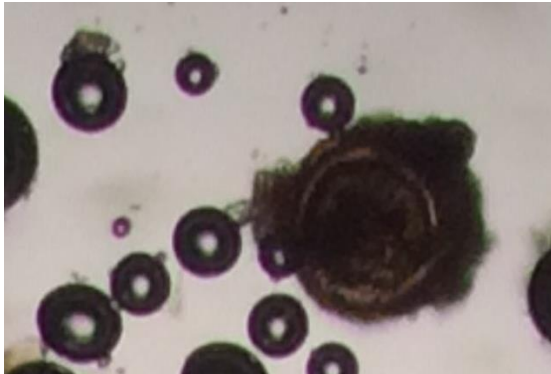
ANEXOS



Huevo de *Ancylostoma caninum*



Huevo de *Toxocara canis* en fase infectante



Huevo de *Toxocara canis*



Huevo de *Trichuris vulpis*