

# UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN CIENCIAS VETERINARIAS



## SEROPREVALENCIA Y FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A *larva migrans* DE *Toxocara canis* EN NIÑOS Y PERROS DE MEXICALI, BAJA CALIFORNIA, MEXICO

TESIS

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

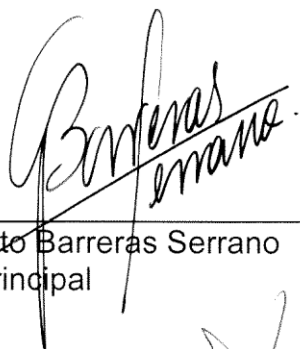
PRESENTA

LUIS TINOCO GRACIA

MEXICALI, B. C., MÉXICO

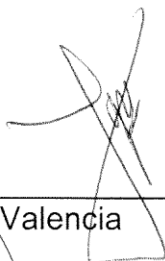
JUNIO DEL 2003

**Seroprevalencia y Factores de Riesgo Asociados a *larva migrans* de *Toxocara canis* en Niños y Perros de Mexicali, Baja California, México. Tesis presentada por Luis Tinoco Gracia como requisito parcial para obtener el Grado de Maestro en Ciencias Veterinarias, que ha sido aprobada por el siguiente comité:**



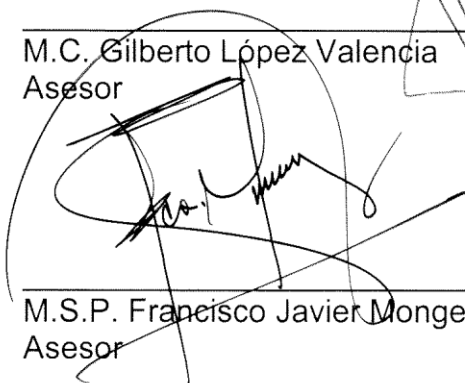
---

M.C. Alberto Barreras Serrano  
Director Principal



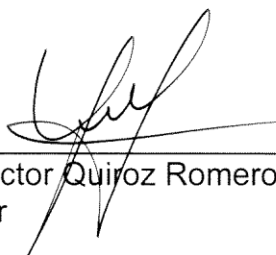
---

M.C. Gilberto López Valencia  
Asesor



---

M.S.P. Francisco Javier Monge Navarro  
Asesor



---

Dr. Héctor Quiroz Romero  
Asesor

---

Fecha

## **AGRADECIMIENTOS**

La realización de este trabajo fue lograda con la participación de apreciables personas e Instituciones como CONACYT, Gobierno del Estado, Instituto de Investigaciones en Ciencias Veterinarias, UABC, ISESALUD, UNAM, IVD Research, Inc. y el Colegio de Médicos Veterinarios en Pequeñas Especies de Mexicali, A.C.

Fundamentalmente va dirigido un agradecimiento al M.C. Alberto Barreras Serrano, puesto que de manera fraternal y profesional ha formado parte significativa e indispensable desde el inicio del programa de Maestría y en la elaboración de la presente tesis, contando con el apoyo y comprensión de su esposa, la MVZ Cert. Irma Carolina Calderón Ramos.

En el desarrollo de esta investigación colaboraron el M.S.P. Francisco Javier Monge Navarro con el ineludible apoyo serológico; el M.C. Gilberto López Valencia con el enfoque epidemiológico; la Dra. Alma Rossana Tamayo Sosa con sus observaciones; el MVZ Juan Manuel Meneses Zatarain, Director del Centro Antirrábico de ISESALUD; el Dr. Arturo Rentería Lara con la apertura en la participación del IMSS, el Dr. Roberto Prince Vélez de la Unidad de Investigación en Epidemiología Clínica, con su asesoramiento; las Químicofarmacobiólogas, enfermeras y asistentes del Laboratorio del Hospital de Gineco Pediatría y Medicina Familiar No. 31 del IMSS con la recolección de muestras de los niños; el ilustre Dr. Héctor Quiroz Romero, Jefe del Departamento de Parasitología de FMVZ de la UNAM con su sabia orientación; la M.A. Judith Ley García de Instituto de Investigaciones Sociales con el apoyo geosatelital; el MVZ Esteban Quintana Ramírez y los tesistas Maryhelen Rivera Henry, José Martínez Silva, Zaida Murrieta Zamora, Verónica Covarrubias Solano, Pedro Moreno Ramírez, José Antonio Pineda Ortiz y Martín de Jesús Salas Corrales; y los MVZ de las clínicas veterinarias participantes con la recolección de muestras de sus pacientes.

## RESUMEN

### **Seroprevalencia y factores de riesgo asociados a *larva migrans* de *Toxocara canis* en niños y perros de Mexicali, Baja California, México**

Se realizó un estudio descriptivo seccional cruzado cuyo objetivo fue establecer la seroprevalencia de *larva migrans* de *Toxocara canis* en niños y perros. Además se evaluaron los factores de riesgo (FR) asociados a su presencia en la zona urbana de Mexicali. El estudio se inició en mayo del 2001 con una duración de 12 meses. Se incluyeron tres grupos: muestras de suero de 344 niños atendidos en el IMSS (G1), de 344 perros atendidos en clínicas veterinarias (G2) y de 276 perros del Centro Antirrábico (G3). Se aplicaron cuestionarios epidemiológicos diferentes para cada grupo. La prueba para *larva migrans* de *Toxocara canis* fue por ELISA indirecto. OR con intervalos de confianza al 95% fueron calculados para medir la asociación entre cada FR y la respuesta a la prueba. Regresión logística fue utilizada para ajustar cada OR por los otros FR en el modelo. La seroprevalencia para G3 fue mayor que para G2 (88 vs 58.1% respectivamente), mientras que para G1 fue de 8.1%. La talla y la edad de los perros influyeron ( $P < .01$ ) sobre la seropositividad de la prueba en G2 y G3. Los FR asociados significativamente con los resultados de seroprevalencia en G2 fueron el número de perros presentes en el hogar (OR=1.9;  $P = .017$ ) y el movimiento de perros entre el hogar y la calle (OR= 2.42;  $P = .002$ ). No se observaron asociaciones ( $P > .05$ ) entre FR y la seroprevalencia en niños. Es necesario adecuar un programa de desparasitación, así como uno para el manejo de excretas, en los perros, para el control de este parásito.

**Palabras clave:** Toxocarosis, *larva migrans*, *Toxocara canis*, zoonosis.

## ABSTRACT

### **Seroprevalence and risk factors associated to *larva migrans* of *Toxocara canis* in both children and dogs at Mexicali, Baja California, Mexico**

A cross-sectional descriptive study was conducted to estimate the seroprevalence of *larva migrans* of *Toxocara canis* amongst children and dogs in the urban area of Mexicali. In addition, the risk factors (RF) associated with the seroprevalence were evaluated. Data was collected for 12 months, starting in May 2001. Random serum samples were collected from three different populations: children treated in the IMSS (n= 344, G1), dogs treated in Veterinary Clinics (n= 344, G2), and dogs from the Animal Control Center (n= 276, G3). Epidemiologic questionnaires were applied in each group. Serum samples were tested for antibodies to *larva migrans* of *Toxocara canis* using ELISA. Odd ratio (OR) with 95% confidence intervals were calculated to measure the association between each RF and seroprevalence status. Then, RFs were fit into a logistic model to adjust each OR estimate for other factors in the model. Seroprevalence in G3 was higher than G2 (88 vs 58.1% respectively), while in G1 was 8.1%. Age and size were found to be significant ( $P < .01$ ) to the seropositivity of the test in G2 and G3. The number of home dogs (OR=1.9;  $P = .017$ ) and the mobilization of dogs between homes and street (OR= 2.42;  $P = .002$ ) were the two RF associated significantly ( $P < .05$ ) with the results of seroprevalence in G2. No significant association ( $P > .05$ ) was observed between RF and seroprevalence in children. An adequate deworming and feces handling program is necessary to control this parasite.

**Key words:** Toxocarosis, *larva migrans*, *Toxocara canis*, zoonosis.

# CONTENIDO

	Pág
AGRADECIMIENTOS .....	iii
RESUMEN .....	iv
ABSTRACT .....	v
LISTA DE CUADROS .....	vii
LISTA DE FIGURAS .....	viii
INTRODUCCIÓN .....	1
REVISIÓN DE LITERATURA .....	3
<i>Definición y etiología de la toxocarosis</i> .....	3
<i>Morfología de Toxocara canis</i> .....	4
<i>Patofisiología en perros</i> .....	5
<i>La enfermedad en humanos</i> .....	9
<i>Métodos diagnósticos</i> .....	12
<i>Control, profilaxis y terapéutica</i> .....	14
<i>Epidemiología</i> .....	15
MATERIALES Y METODOS .....	20
RESULTADOS Y DISCUSION .....	28
CONCLUSIONES .....	45
LITERATURA CITADA .....	47
ANEXOS .....	51

## LISTA DE CUADROS

Cuadro	Título	página
1	Promedio de densidad óptica para sueros controles de referencia positivos y negativos del ELISA <i>T. canis</i> .	29
2	Respuesta al ELISA- <i>T. canis</i> y seroprevalencia estimada en muestras de perros	31
3	Seroprevalencia de <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en perros de clínicas veterinarias y del Centro Antirrábico, agrupados por sexo y edad.	34
4	Seroprevalencia de <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en perros de clínicas veterinarias y del Centro Antirrábico, agrupados por talla	35
5	Análisis univariado de factores de riesgo categóricos para <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en perros atendidos en clínicas veterinarias	36
6	Modelo de regresión logística de factores de riesgo asociados con <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en perros atendidos en clínicas veterinarias	37
7	Seroprevalencia de <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en niños del IMSS, por edad y sexo	38
8	Análisis univariado de factores de riesgo categóricos para <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en niños atendidos en el IMSS	40
9	Regresión logística para factores de riesgo asociados con <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> en niños de 1 a 12 años en Mexicali, B.C.	41
10	Distribución de frecuencias para huevos de <i>T. canis</i> en parques de la ciudad de Mexicali, según ingreso y escolaridad del sector	44

## LISTA DE FIGURAS

Figura	Título	página
1	Morfología de <i>T. canis</i> .	4
2	Ciclo biológico de <i>T. canis</i> .	6
3	Lesiones granulomatosas en hígado de conejo por <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> .	8
4	Lesiones en niños por <i>larva migrans</i> de <i>T. canis</i> .	10
5	Material y equipo de laboratorio de parasitología.	13
6	Frecuencia de muestras positivas detectadas en los parques de Mexicali.	43
7	Frecuencia de la presencia de huevecillos de parásitos en los parques de Mexicali	43

## INTRODUCCIÓN

La toxocarosis es una enfermedad parasitaria cuyo agente etiológico es el *Toxocara canis*, caracterizada en el perro por ocasionar mal estado en general, diarrea intermitente, anemia, y problemas respiratorios y nerviosos. Es de importancia en salud pública, ya en humanos la fase larvaria infectante (L<sub>2</sub>) conocida como *larva migrans* visceral (LMV), *larva migrans* ocular (LMO), *larva migrans* neural (LMN) y *larva migrans* oculta (LMOC) en humanos, puede manifestar afecciones intestinales, respiratorias, viscerales, musculares, oculares, cutáneas, neurológicas y aunque rara vez, la muerte (Quiroz, 1999). La toxocarosis en el humano es adquirida por el consumo del huevo de *T. canis* que contienen la larva infectante (L<sub>2</sub>), provocando la semiología mencionada. El humano adquiere las enfermedades parasitarias principalmente en el ambiente doméstico, sin embargo también puede contraerlas en lugares públicos como los parques, canchas de juego, patios escolares y otras zonas contaminadas (Blagburn et al., 1996).

La presencia de *T. canis* ha sido reportada en diferentes países, Kazacos 2000 estimó en 1996 una prevalencia del 15% a partir de pruebas serológicas. En el Reino Unido, los estudios de seroprevalencia sugieren que del 2 al 3% de los adultos y del 7 al 14% de niños de edad preescolar han sido expuestos a *T. canis* (Herry et al., 1997).

En México, los reportes sobre esta parasitosis arrojan una seroprevalencia de 7.5% en niños (Martínez et al., 1997).

La toxocarosis en perros, es la enfermedad parasitaria de mayor prevalencia registrada en Mexicali. Luna (1981) reportó una prevalencia del 66% en base a necropsias de perros capturados por el personal del Centro Antirrábico de Mexicali, Baja California.

Por lo anterior surge la necesidad de establecer la prevalencia y factores de riesgo asociados a la toxocarosis, que permita sugerir un programa de control del parásito en las poblaciones caninas de la entidad, así como un programa de medicina preventiva dirigida a la población humana enfocado a disminuir su incidencia.

**El objetivo es establecer la seroprevalencia de *larva migrans* de *Toxocara canis* en niños y perros, asimismo los factores de riesgo asociados a su presencia en la zona urbana de Mexicali, Baja California, México.**

## REVISIÓN DE LITERATURA

### ***Definición y etiología de la toxocarosis***

La toxocarosis es una helmintiasis, producida por el estadio adulto y las formas larvianas de *T. canis*, que en el perro se caracteriza por ocasionar mal estado en general, diarrea intermitente, anemia, problemas respiratorios y nerviosos; es de importancia en salud pública, puesto que en el humano, considerada como una infección aberrante, con sus formas larvianas como la *larva migrans* visceral, *larva migrans* ocular, *larva migrans* neural y *larva migrans* oculta, puede manifestar afecciones intestinales, respiratorias, viscerales, musculares, oculares, cutáneas y neurológicas, y rara vez, la muerte (Laufer, 2002).

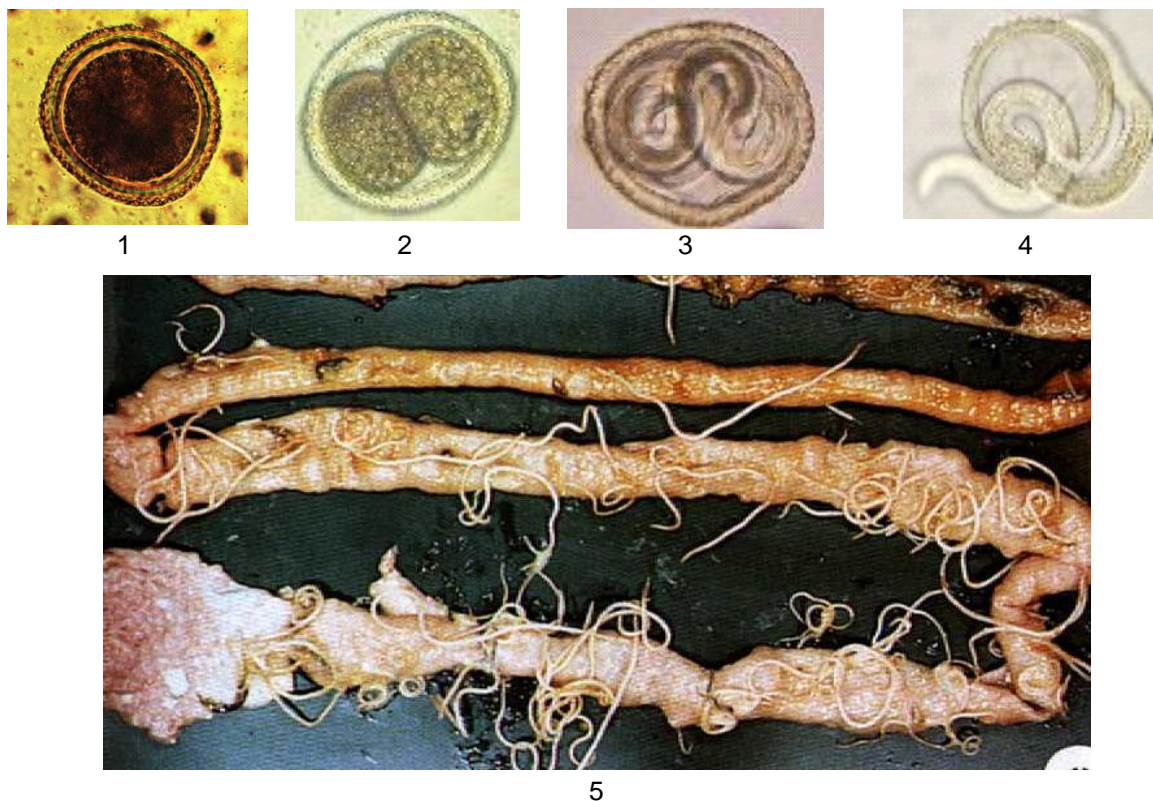
El humano es considerado como huésped incidental o paraténico, ya que el parásito no completa su maduración sexual en el cuerpo humano (Quiroz, 1999).

La *larva migrans* puede sobrevivir en los tejidos por lo menos 9 años y posiblemente toda la vida del huésped. El *T. canis*, es la causa mas común de *larva migrans* en el humano, pero hay otras causas menos frecuentes, como *Toxocara cati* (ascárido del gato), *Ascaris suum* (ascárido del cerdo), *Baylisascaris procyonis* (ascárido del mapache) *Capillaria hepatica* (de roedores), *Lagochilascaris minor* (de felinos salvajes y de la zarigüeya). El término de *larva migrans* visceral, fue propuesto en 1952 para denotar el síndrome causado por la prolongada migración de larvas de nematodos en los tejidos del humano excepto en piel, siendo el principal causante en Estados Unidos el *T. canis*, con una prevalencia del 20% en niños (Lawrence et al., 1979; Laufer, 2002).

Entre los agentes infecciosos más comunes en animales de compañía, se encuentran los parásitos gastrointestinales, y de ellos, el que sobresale en su frecuencia de presentación es el *T. canis*, por lo que se requiere desarrollar e implementar un efectivo diagnóstico y estrategias de control para este parásito; para lograr esto, médicos veterinarios y parasitólogos deben conocer la prevalencia en sus regiones (Blagburn et al., 1996).

### **Morfología de *Toxocara canis*.**

El *T. canis*, se encuentra en el intestino delgado del perro, lobo y zorro; el macho mide de 4 a 10 cm de longitud y 2 a 2.5 mm de grosor; la hembra mide de 9 a 18 cm y 2.5 a 3 mm de grosor (Figura 1). Ambos presentan 3 labios en su extremo anterior y lateralmente 2 grandes alas cervicales estriadas que miden 2.5 x 0.2 mm que le dan aspecto de punta de flecha; y solo el macho presenta alas caudales y un fino apéndice terminal en la cola. La larva infectante mide aproximadamente 0.4 mm de longitud y 0.02 mm de grosor (Georgi y Georgi, 1992).



Adaptado de: Thienpont (1985), Jiménez et al. y Kazacos (2000).

### **Figura 1. Morfología de *T. canis*.**

Esquema de los estadios evolutivos de *T. canis*: 1. Huevo. 2. Huevo con blastómeros. 3. Huevo embrionado con L<sub>2</sub> infectante. 4. L<sub>2</sub> eclosionando. 5. Estadio adulto en intestino de un perro.

Los huevos son casi esféricos, miden aproximadamente 90 x 75 $\mu$ . El cascarón es grueso y rugoso compuesto de varias capas concéntricas con finas fosetas. Son de color marrón oscuro, no segmentados y su contenido ocupa casi

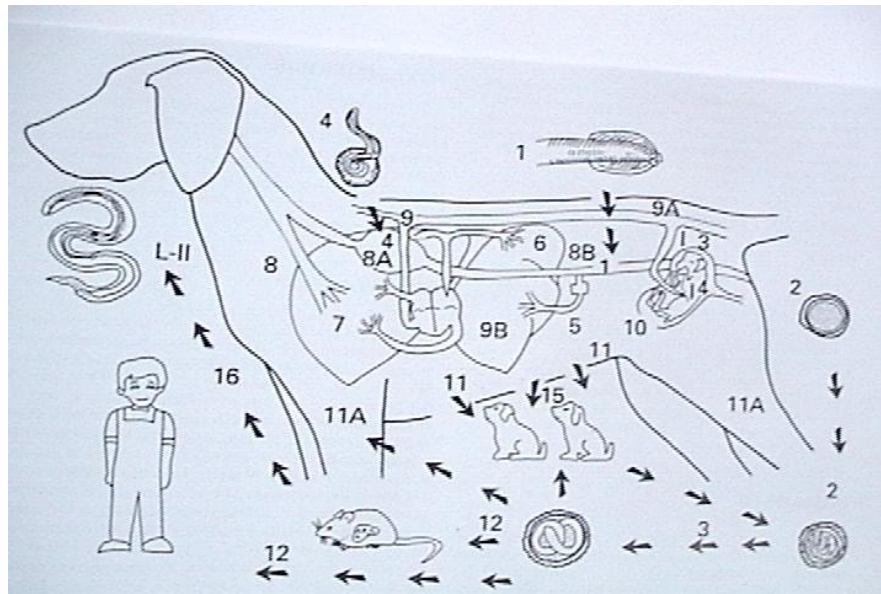
todo el espacio interior. Se caracterizan por su resistencia al medio ambiente por meses, incluso años, al congelamiento, desecación y extremos niveles de pH (Quiroz, 1999).

### **Patofisiología en perros**

El *T. canis*, es de ciclo biológico directo, compuesto de dos partes (Figura 2), a) la parte exógena del ciclo, donde los huevos del parásito son expulsados por el huésped con las heces. Cuando las condiciones ambientales son favorables entre 10 y 35°C y alta humedad en el suelo, se desarrolla la larva 2 (L<sub>2</sub>) o larva infectante dentro del huevo en un periodo de 2 a 5 semanas, pero inmersos en el agua a una temperatura de 26 a 30°C, el desarrollo del huevo tiene lugar en 9 a 18 días (Soulsby, 1987).

La infección del huésped puede ser por vía oral, trasplacentaria o lactogénica, y a través de la ingestión de huéspedes paraténicos (ratas, ratones, cuyos, conejos, ovinos, caprinos, bovinos, pollos, palomas, cerdos y el hombre) que actúan como huéspedes transportadores, en cuyos tejidos se encapsulan y permanecen infectantes; b) la parte endógena del ciclo, comprende desde la ingestión de los huevos por el huésped conteniendo las larvas infectantes, las cuales eclosionan por acción de las enzimas digestivas, penetran en la mucosa del intestino delgado y tiene cinco formas diferentes de presentarse, determinadas por la edad, sexo, estado reproductivo e infecciones previas (Soulsby, 1987).

Cuando se trata de cachorros menores de 3 meses de edad, las larvas de *T. canis* pasan por vía sanguínea o linfática, tomando la migración hepato-cardio-pulmonar, a las 24 a 48 horas después de penetrar al intestino, llegan al hígado, algunas quedan retenidas en él a causa de reacciones inflamatorias tisulares, otras continúan hacia los pulmones, pasando por las venas hepática y cava posterior, al corazón derecho y arteria pulmonar; siguen la migración traqueodigestiva, mudando a larva 3 (L<sub>3</sub>) en los pulmones, tráquea y esófago. Posteriormente se dirigen al intestino en donde mudan a larva 4 (L<sub>4</sub>) logrando su madurez sexual en tres a cinco semanas con la consiguiente eliminación de huevos en las heces (Quiroz, 1999).



Adaptado de: Díez et al. (1999).

## Figura 2. Ciclo biológico de *T. canis*.

Esquema de las vías de transmisión de *T. canis*: 1. Sólo los perros jóvenes tienen adultos de *T. canis* en el intestino; durante el puerperio también las perras pueden albergarlas. 2. Huevos recién eliminados con las heces. 3. Huevo embrionado con L<sub>2</sub> infectante. 4. Esquema de la L<sub>2</sub> que eclosiona y se libera en el estómago. 5. A las 24-48 horas pi, las L<sub>2</sub> llegan al hígado por vía sanguínea. 6. Estas larvas continúan su camino en la circulación, pasando por el corazón hacia los pulmones. 7. Las larvas pasan desde los alvéolos a los bronquiolos y bronquios, donde mudan a L<sub>3</sub>. 8. Las L<sub>3</sub> emigran por vía traqueal, son deglutidas con las secreciones y pasan al aparato digestivo; 8A, estómago (L<sub>4</sub>), después al intestino (L<sub>5</sub>, preadultos), y llegan al estadio adulto en 3-5 semanas pi (8B y 1). 9. En perros con más de 6 semanas de edad, muchas L<sub>2</sub> continúan en la circulación sanguínea y realizan una emigración somática hacia los pulmones. 9. Hígado (9A), riñones, útero (10), glándulas mamarias (11), músculos esqueléticos (11A), donde se acantonan, deteniendo su desarrollo (larvas somáticas). 12. Esta migración somática tiene lugar también en los huéspedes no habituales o paraténicos (hombre, donde produce el síndrome de larva emigrante visceral, roedores, aves, etc.). 13. En las perras, a los 40-42 días de gestación, las L<sub>2</sub> somáticas se movilizan hacia la placenta o a las glándulas mamarias. 14. Poco antes del parto, los fetos tienen L<sub>3</sub> en su hígado, que después del nacimiento, continúan su desarrollo y maduran en el intestino del cachorro en 2-3 semanas. 15. A través del calostro también pasan larvas a los cachorros, que se desarrollan directamente a adultos en el intestino, sin emigrar. 16. Los huéspedes paraténicos que poseen L<sub>2</sub> en sus tejidos, también originan la infección cuando son depredados por el perro.

Algunas larvas del pulmón se regresan al corazón y posteriormente a varios tejidos, en donde permanen las larvas en estadio latente (Ridley y Dryden, 1994). En perros adultos la mayoría de las larvas de *T. canis* no llegan a intestino, sino que pasan a la circulación general donde permanecen en estadio latente. En las perras con larvas tisulares latentes o hipobióticas que inician un periodo de gestación, a partir del día 40

a 42, las larvas se activan y movilizan hacia la placenta y glándulas mamarias (Georgi y Georgi, 1992; Díez et al., 1999).

El mecanismo principal de infección de los perros por *T. canis* es trasplacentario y en segundo término, el trasmamario. Entre el 95.5% y el 98.5% de los ascáridos intestinales los adquieren los cachorros por vía trasplacentaria (Georgi y Georgi, 1992; Díez et al., 1999).

Experimentalmente se ha logrado la movilización de las larvas alojadas en los tejidos administrando prolactina, cortisona y oxitocina en las perras. Cuando las perras sin larvas tisulares se infectan durante la gestación, las larvas van hacia el feto y regresan al intestino de la madre por la migración traqueal, para alcanzar su madurez sexual. Los cachorros infectados por vía transplacentaria después de dos a tres semanas eliminan huevos en las heces (Georgi y Georgi, 1992; Díez et al., 1999).

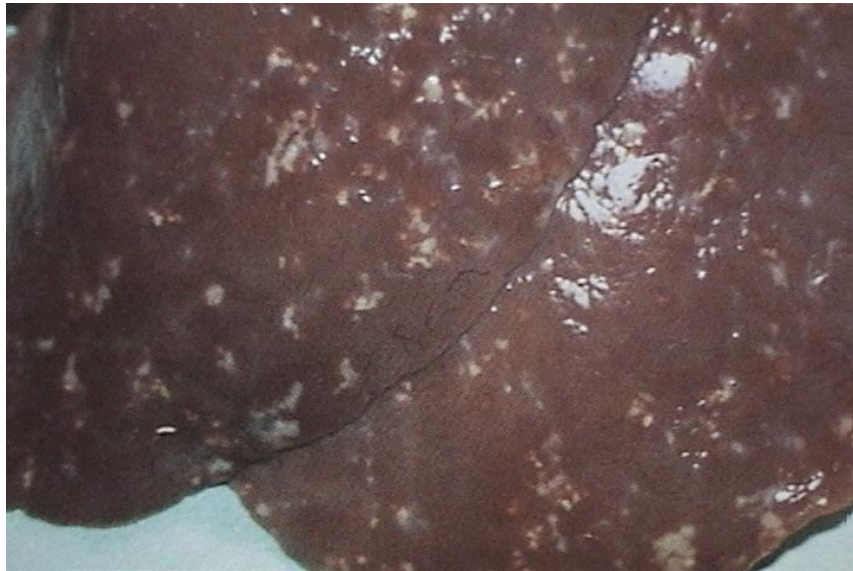
Cuando los perros ingieren tejidos de huéspedes paraténicos que contienen la L<sub>2</sub>, éstas se liberan en el intestino y llega al estadio adulto sin realizar la migración hepato-cardio-pulmonar. La eliminación de huevos ocurre alrededor de 4 a 5 semanas (Quiroz, 1999; Schantz, 1994).

La patogenia producida por el *T. canis* depende de las migraciones larvarias y de su localización, dando lugar a lesiones hemorrágicas y posteriormente granulomatoso-eosinofílicas. Ejercen una acción traumática en el transcurso de su ciclo biológico al pasar por diferentes tejidos y órganos (pared intestinal, parénquima hepático, capilares, alvéolos), producen una acción expoliadora al ser histiófagos y de succionadores de líquidos tisulares; la acción mecánica por obstrucción la realizan al interferir con el paso de los alimentos y la digestión normal de los alimentos; por su presencia manifiestan una acción antigénica e irritativa sobre la mucosa intestinal y al actuar como cuerpos extraños y por las secreciones y excreciones del parásito adulto y por las mudas. Hay lesiones hemorrágicas en hígado, pulmón, riñón, miocardio y cerebro. En cachorros y adultos, se presenta enteritis catarral, peritonitis y distensión del estómago e intestino (Hall, 1990; Glaser et al., 2000; Kazacos, 2000).

Las infecciones intestinales masivas por estadios adultos del parásito producen enteritis catarral y, ocasionalmente, oclusión y perforación intestinal, así

como invasión de los conductos biliares y pancreático (Hall, 1990; Glaser et al., 2000; Kazacos, 2000).

Las infecciones moderadas por estadios larvarios del parásito normalmente no manifiestan signos; en las intensas, en la fase de migración intraorgánica pueden presentar tos, taquipnea, flujo nasal y signos nerviosos, que podrían deberse a la acción irritativa o tóxica del parásito adulto o bien a las larvas erráticas en el sistema nervioso central. Hay heces blandas, diarrea generalmente mucoides y sanguinolentas (Hall, 1990; Glaser et al., 2000; Kazacos, 2000). Distensión abdominal, con dolor a la palpación. El raquitismo es común, retraso del crecimiento, desnutrición, anemia, pelaje hirsuto y emaciación (Hall, 1990; Glaser et al., 2000; Kazacos, 2000).



Adaptado de: Kazacos (2000).

**Figura 3. Lesiones granulomatosas en hígado de conejo por *larva migrans* de *T. canis*.**

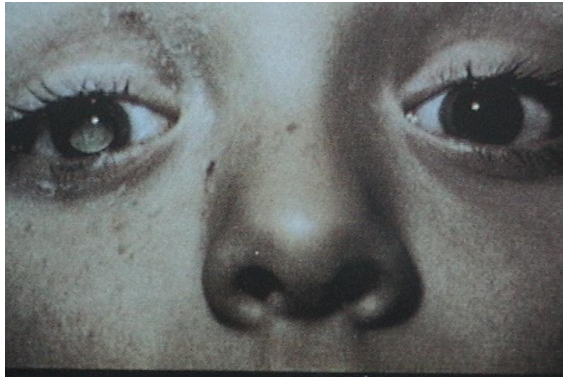
En el hígado las lesiones granulomatosas miden de 0.5 a 1.5 mm y están distribuidas de manera irregular, se presenta hepatomegalia y microscópicamente infiltración eosinofílica en la cápsula de Glisson y focos granulomatosos en el

parénquima con pequeñas hemorragias y necrosis celular local. Los ganglios linfáticos están infartados moderadamente. En los pulmones aparecen múltiples focos amarillentos o rojizos de 0.5 a 3 mm, en todos los lóbulos. Hay también neumonitis intersticial multifocal con infiltrados inflamatorios y eosinofilia que persiste hasta 7 semanas y que puede superar el 80% a los 11 días posinfección. Los riñones se decapsulan con dificultad, muestran zonas decoloradas irregulares en la superficie y focos blanquecinos de 0.5 a 1 mm en la corteza. Lesiones similares (Figura 3) se presentan en bazo, diafragma y miocardio (Hall, 1990; Glaser et al., 2000; Kazacos, 2000).

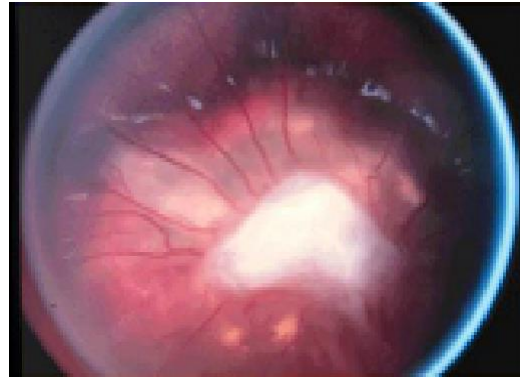
### ***La enfermedad en humanos***

Las zoonosis son las enfermedades que pueden ser transmitidas de los animales al humano, como es el caso de la toxocarosis (Glaser et al., 2000), los helmintos que afectan al perro y de mayor importancia en salud pública son los nematodos *T. canis* (Taranto et al., 2000).

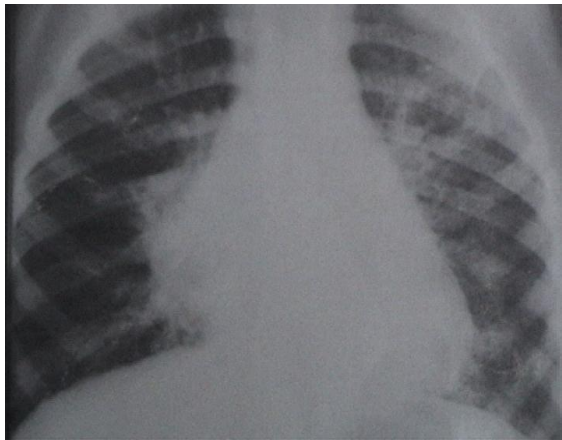
Los perros son comúnmente afectados por el *T. canis*, y constituye una amenaza para el humano, principalmente a niños desde pocos meses de edad hasta 4 a 5 años, dados sus hábitos de pica o geofagia. En el humano el estadio larvario L<sub>2</sub> de este nematodo, migra a los tejidos provocando una condición conocida como *larva migrans*, que según su localización puede ser visceral, ocular y neural o presentar la toxocarosis oculta. Siendo la principal fuente de exposición humana a estos parásitos, a través de la contaminación fecal del medio ambiente por perros portadores (Herry et al., 1997; Kaushik et al., 1997; Kazacos, 2000). La infección ocurre después de la ingestión de huevos que contienen las larvas infectantes (L<sub>2</sub>). Éstas después de eclosionar en el intestino, lo atraviesan y se diseminan a varios órganos y tejidos, incluidos hígado, pulmones, corazón y cerebro, donde pueden permanecer por lo menos 9 años e incluso toda la vida del huésped (Figura 4) (Lawrence et al., 1979; Georgi y Georgi, 1992; Kaushik et al., 1997).



1



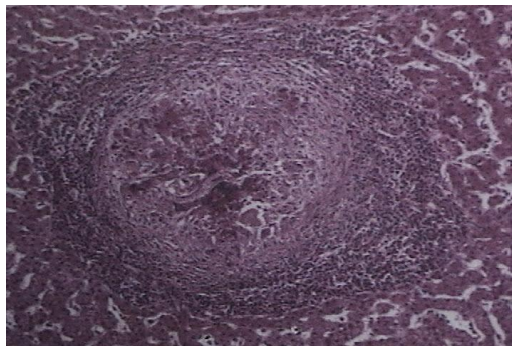
2



3



4



5

Adaptado de: Herry et al. (1997), Jiménez et al. y Kazacos (2000).

**Figura 4. Lesiones en niños por *larva migrans* de *T. canis*.**

1. *Larva migrans* ocular manifestando leucocoria por la reacción inflamatoria en el cristalino. 2. Granulomas en el fondo de ojo. 3 y 4. *Larva migrans* visceral con neumonitis intersticial. 4. Granuloma en el hígado producido por la *larva migrans* visceral.

Las manifestaciones clínicas son muy diversas y dependerán de la cantidad de larvas, duración de la infección, localización anatómica y estado inmune del huésped (Lawrence et al., 1979; Georgi y Georgi, 1992; Kaushik et al., 1997).

La toxocarosis por *larva migrans* visceral, es causada por la migración de la larva por los órganos internos del humano, acompañada por las resultantes reacciones inflamatorias. Pueden presentar dificultad respiratoria; urticaria, nódulos en piel, celulitis, rara vez se presenta evidencia de efusión pleural y linfadenopatía generalizada; a su vez, letargia, dolor en el cuadrante superior derecho del abdomen, fiebre, monoartritis, lesiones migratorias cutáneas, evidencia de vasculitis en pequeños vasos, miocarditis, choque, rigidez del cuello y convulsiones pueden estar presentes. Es común la hepatomegalia y neumonitis, con hipergamaglobulinemia; también puede presentarse tos, náuseas, vómitos, diarrea, mialgias, asma, anorexia, ictericia y edema angioneurótico. En los órganos, las larvas de *T. canis*, producen múltiples abscesos y granulomas eosinófilos de tipo alérgico. La mayoría de las veces, las infecciones son leves, con eosinofilia persistente, de más del 50% en el recuento total de leucocitos, y en ocasiones hasta el 80%. Se han encontrado hasta 300 larvas por gramo de hígado en un niño y de 3 a 5 larvas por gramo de cerebro. La hepatitis granulomatosa puede ser causada por *larva migrans* (Lawrence et al., 1979; Georgi y Georgi, 1992; Kaushik et al., 1997).

La toxocarosis por *larva migrans* ocular, les causada por la migración de la larva dentro del segmento posterior del ojo, tiende a ocurrir en niños mayores y jóvenes adultos y pueden presentar pérdida de la agudeza visual, ojo rojo leucocoria, estrabismo, desprendimiento retinal secundario, uveítis, absceso en el cristalino y neuritis óptica. Granulomas y corioretinitis pueden ser observados en la retina, especialmente en la mácula. Los anticuerpos en el suero a *T. canis* en estos pacientes están ausentes o muy bajos. Ocasionalmente produce pseudotumor causada por invasión larval, que con frecuencia se confunde con un retinoblastoma. Un diagnóstico erróneo puede conducir, a una enucleación innecesaria del globo ocular. (Grencis y Cooper, 1996; Chusid, 1999; Helwigh y Nansen, 1999).

En la forma de toxocarosis oculta, la enfermedad es moderada o subclínica y febril, los signos que se presentan son tos, dificultad para dormir, dolor abdominal,

cefalea, problemas del comportamiento, hepatomegalia, linfadenitis y disnea (Herry et al., 1997; Kaushik et al., 1997).

La enfermedad de Loeffler (endocarditis fibroplástica eosinofílica), puede ser causada entre otras múltiples etiologías, por la *larva migrans* visceral que induce una eosinofilia hasta del 80 al 90%, y el endocardio considerado mas sensible a los efectos de la infiltración eosinofílica y a la liberación de agentes cardiotóxicos presenta engrosamiento y fibrosis del endotelio cardiaco y de las válvulas (Chusid, 1999).

La enfermedad Púrpura Henoch-Schonlein en niños, caracterizada principalmente por púrpura, artritis, dolor abdominal, sangrado intestinal y nefritis, tiene como parte de una gran variedad de etiologías a la larva de *T. canis*, a consecuencia de la vasculitis leucocitoclástica diseminada por los depósitos de IgA en las paredes de los vasos sanguíneos; siendo la vasculitis aguda mas común que afecta a niños. La incidencia de Púrpura Henoch-Schonlein es de 10 casos por cada 100,000 niños por año en Estados Unidos (Saulsbury, 1999).

### ***Métodos diagnósticos***

El diagnóstico clínico se basa en la observación de los signos clínicos característicos de la enfermedad y la observación directa de los helmintos en heces.

El diagnóstico de laboratorio consiste en la observación microscópica de los huevos de *T. canis* en heces, mediante la técnica de concentración de huevos por flotación con centrifugación con solución salina saturada (Thienpont, 1985; Blagburn et al., 1996) (Figura 5). Utilizando este método se puede proveer de información para establecer la prevalencia nacional o regional de los parásitos gastrointestinales de los perros, como el *T. canis* (Blagburn et al., 1996).

El hallazgo hematológico más significativo es la eosinofilia intensa, que coincide con la migración larvaria y puede ser mayor al 50% en la primera semana de vida. La actividad enzimática de deshidrogenasa láctica y de alanina-aminotransferasa aumentan notablemente durante esta fase de migración (Kaushik et al., 1997; Díez et al., 1999).



Adaptado de: Thienpont (1985).

**Figura 5. Material y equipo de laboratorio de parasitología**

Los antígenos de excreción/secreción son glucoproteínas de importancia antigénica, en las cuales se basa el diagnóstico para la detección de la *larva migrans* visceral en humanos. Estas pruebas son capaces de proporcionar 92% de especificidad y 78% de sensibilidad. También se han utilizado otros componentes antigénicos para el diagnóstico de toxocarosis en perros en pruebas de inmunofluorescencia y ELISA. Los resultados de estas pruebas indican que el nivel de anticuerpos se mantiene alto por período prolongados contra las larvas somáticas de *T. canis*, lo cual proporciona una herramienta auxiliar para el diagnóstico en perros adultos. También es posible la identificación experimental de larvas tisulares utilizando marcadores radioactivos y contador de partículas gamma (Kaushik et al., 1997; Díez et al., 1999).

### **Control, profilaxis y terapéutica**

La limpieza y desinfección de los alojamientos de los perros, está encaminada a romper el ciclo biológico de los parásitos, así como controlar a los diferentes huéspedes paraténicos. Otras medidas de control y prevención son el establecimiento de programas de desparasitación de forma rutinaria, el evitar que la mascota coma vísceras o carne crudas o mal cocidas, el evitar que la mascota el libre acceso a la calle para evitar el contacto directo con huéspedes paraténicos y definitivos, así como de sus deyecciones y materiales contaminados; y prevenir que los perros cacen o coman pequeños animales silvestres (ratas, ratones y conejos). La inmunización con vacunas ha tenido un efecto limitado (Ridley y Dryden, 1994; Averbeck et al., 1995; Kazacos, 2000).

Se ha demostrado que del 11 al 27% de los huevos de *T. canis* continuaban su desarrollo embrionario después de permanecer en soluciones desinfectantes de uso común (formaldeído y cloruro de benzalconio), incluso concentrados cinco veces más de los recomendado en la práctica ; algo similar sucedió con el hipoclorito sódico al 2%. En cambio por la acción directa de los rayos solares y en condiciones de desecación, se inactivan fácilmente y lo mismo sucede si se flamea el suelo directamente. Para la desinfección de las perreras es recomendable hacerlo con cloro, 750 ml por cada galón de agua. Este tratamiento no mata los huevos de *T. canis*, pero permite que se les desprenda la capa externa pegajosa, facilitando su remoción. El suelo contaminado debe ser removido y reemplazado por suelo o grava limpios periódicamente. Se presentan mejores resultados si el perro se desplaza en piso de concreto o asfalto (Bowman, 1992; Georgi y Georgi, 1992; Lindsay y Blagburn, 1995).

Los tratamientos mas comunes y eficaces para la toxocarosis son: benzimidazoles, piperacina, dietilcarbamicina, organofosforados, pirantel, nitroscanato, diclorofén, ivermectinas (Bowman, 1992; Georgi y Georgi, 1992; Lindsay y Blagburn, 1995).

El albendazol, febantel y pirantel han demostrado ser buenos compuestos en asociaciones antihelmínticas, combinados con prazicuantel, encontrándose magnífica acción sobre *T. canis* y otros vermes (Gutiérrez, 1998).

Se recomienda la desparasitación repetida en cachorros a las 2, 4, 6 y 8 semanas, especialmente ante el riesgo de reinfección por la leche materna y de contaminación ambiental. Las madres deberán someterse a pautas de tratamiento simultáneas a las de la camada y en perros adultos deberán efectuarse análisis coprológicos previos al tratamiento (Díez et al., 1999).

Los antiparasitarios son menos efectivos sobre las larvas somáticas hipobióticas que frente a otros estadios de desarrollo. Se ha comprobado que la administración diaria por vía oral de 50 mg por Kg de peso vivo, de fenbendazol en el último tercio de la gestación y durante la primera etapa de lactación, disminuyó apreciablemente la transmisión prenatal y galactogénica de *T. canis*. También la inoculación simultánea de la madre de 500 µg por Kg de peso vivo de ivermectina, los días 38, 41, 44 y 47 de gestación, tuvo una eficacia del 98%; No obstante, la eliminación de larvas somáticas exige tratamientos prolongados, costosos y la colaboración estrecha del propietario, lo cual no siempre resulta fácil en la práctica (Díez et al., 1999).

### ***Epidemiología***

La mayoría de los estudios relacionados con la prevalencia de toxocarosis en perros son basados en necropsias y exámenes coprológicos. En Inglaterra los estudios basados en necropsias reportan entre 3 y 29% de prevalencia para *T. canis* (Ridley y Dryden, 1994). En los Estados Unidos se ha reportado prevalencia de toxocarosis de hasta 99% en cachorros. Generalmente la mayoría de los cachorros nacen infectados con *T. canis*; aunque ocasionalmente nacen cachorros libres de *T. canis* fuera de las colonias gnotobióticas y se reconoce que menos del 20% de perros adultos eliminan huevos en las heces (Lawrence et al., 1979; Acha y Szyfres, 1986; Georgi y Georgi, 1992; Schantz, 1994).

En los Estados Unidos de América se ha reportado una distribución de 21% en perros adultos y 48% de toxocarosis en cachorros a partir de exámenes coprológicos en establecimientos dedicados a la cría de perros (Overgaauw y Boersema; 1998). En un estudio similar realizado en 6,458 muestras de perros

recibidos en albergues de varias regiones de ese mismo país, Blagburn (2001) reportó 14.5% de prevalencia al parásito.

Distintos valores de prevalencia a *T. canis* generados por exámenes coprológicos reportados en la recopilación bibliográfica de Rodríguez (1978) para diferentes ciudades del país, reportaron del 12.2 al 20% en el D. F.; 9.6% para Veracruz; 13.5% para Córdoba; 5% para Naucalpan; 16.2%, para Guadalajara; 30% para Ciudad Victoria; y 15.6% para Cuernavaca.

En el Distrito Federal se ha reportado 17.8% de *T. canis* a partir de necropsias en perros. En ese mismo estudio, la talla de perros medianos y chicos presentaron la mayor prevalencia del parásito comparados con los de talla grande, sugiriendo que la talla puede influir en la presencia de *T. canis* (Cruz et al., 1993).

Luna (1981) demostró mediante necropsias, una prevalencia de 66% de *T. canis* en los perros capturados por el Centro Antirrábico de Mexicali, Baja California.

La frecuencia con que *T. canis* infecta al hombre está relacionada con la prevalencia de la infección en perros, el grado y tipo de contacto entre el hombre y estos animales, así como la geofagia y otros objetos contaminados con heces de perros parasitados con el helminto (Martínez et al., 1998).

En Inglaterra, los estudios de seroprevalencia sugieren que del 2 al 3 % de los adultos y del 7 al 14 % de niños de edad preescolar han sido expuestos a *T. canis* (Herry et al., 1997).

En los Estados Unidos de América, Laufer (2002) demostró que la prevalencia de la toxocarosis en humanos en las diferentes comunidades es directamente proporcional a la tasa de infección de los perros y los libres accesos de los perros a las zonas públicas. La seroprevalencia varía del 4 al 8%, aunque Helwich y Nansen en 1999, indicaron una seropositividad del 2 al 18%; pero en el sureste de Estados Unidos y Puerto Rico es mayor. Las minorías, como los grupos hispanos y de raza afroamericana tienen porcentajes de 16 a 30%. Estudios serológicos en diferentes países revelan seropositividad del 19% en Holanda, 2.5% en Alemania, 39% en Brasil, 5.8 a 36% en la República Checa, 0 al 37% en España, 5.2% en Cuba, 10.9% en Jordania, 47.5% en Colombia, 81% en Nepal y 13% en la República Eslovaca. Otro estudio demuestra que los sectores de la sociedad tienen relación con la

prevalencia en Venezuela; solo el 1.8% de las personas urbanas de un nivel socioeconómico medio-alto resultaron positivos, comparado con el 20% en los habitantes de barrios pobres, el 25% en los de zonas rurales (granjeros) y 35% en los indios amazonas. Pitetti (2001) encontró una prevalencia de toxocarosis en Estados Unidos del 2 al 10% en niños, y en otros países fue casi similar o ligeramente alta.

Se estimó que se presenta un mínimo de 750 casos de toxocarosis ocular cada año en Estados Unidos, mientras que el número de casos producidos por *larva migrans* visceral es mucho mayor (Schantz, 1994).

En la Ciudad de la Plata, Argentina, Radman (2000) reportó una seroprevalencia de 39%.

En México, los reportes sobre esta parasitosis arrojan una prevalencia de 7.5% en niños de 6 a 13 años de edad, mediante la prueba de hemaglutinación indirecta (Martínez et al., 1997).

La frecuencia total de contaminación de áreas verdes en el sur de la ciudad de México, con huevos de *T. canis* fue de 14.4 %, cifra muy semejante a la que se describe en estudios realizados en Dublín, Irlanda y Kansas, E.U.A. de 15 y 17.4% respectivamente (Martínez et al., 1998). La existencia de huevos de *T. canis* en el suelo de la Ciudad de Asunción, Paraguay, indica la existencia de un problema potencial de salud pública con la posibilidad de contraer la *larva migrans* visceral (Canese et al., 1988).

### **Factores de riesgo**

Favorece a la presentación de la enfermedad, la falta de higiene y desinfección de los alojamientos de los perros, la falta de control de los huéspedes accidentales, la alimentación con vísceras o carne crudas o mal cocidas, el libre acceso a la calle de la mascota, el contacto directo con huéspedes paraténicos y definitivos, de sus deyecciones y materiales contaminados; permitir que los perros cacen o coman pequeños animales silvestres (ratas, ratones y conejos) y la falta de educación pública sobre la importancia zoonótica de estas parasitosis y de los riesgos asociados a su presencia en perros (Averbeck et al., 1995; Herry et al., 1997;

Overgaauw, 1997; Kazacos, 2000). El suelo contaminado con huevos embrionados de *T. canis* es la principal fuente de infección (Radman, 2000); y los tejidos de la población canina son la mayor fuente inmediata de la patente infección en perros con *T. canis*. El papel de los huéspedes paraténicos en la distribución de *T. canis* en tiempo y lugar es probablemente también de significancia epidemiológica (Georgi y Georgi, 1992).

La existencia de huevos de *T. canis* en el ambiente está indicando la posibilidad de contraer la *larva migrans* visceral. La población con mayor riesgo de contraer la toxocarosis es la de los niños menores de 12 años, sobre todo si juegan con tierra y en lugares donde hay perros que defecan en la tierra de juego. Si bien existen advertencias por parte de los padres en cuanto al contacto directo con las heces, el contacto con la tierra potencialmente contaminada no representa una preocupación mayor (Overgaauw y Boersema, 1998; Canese et al., 1999). Aunque Soulsby reportó que esta parasitosis se presenta con mayor frecuencia en niños de 1 a 5 años de edad. Los cuales adoptan frecuentemente el hábito de ingerir tierra. Si el suelo está muy contaminado con huevos de *T. canis*, la ingestión de una cantidad moderada de tierra puede conducir a la de un gran número de huevos infectantes. La costumbre de proporcionar a los niños cachorros como mascotas representa un gran riesgo, ya que son precisamente los perros jóvenes quienes están preferentemente parasitados por este parásito. Sin embargo, el principal peligro es la intensa contaminación de parques públicos, campos de juego y aceras con las heces de los huéspedes definitivos (Soulsby, 1987).

Las posibles razones para que se presente el parasitismo en alto grado es la contaminación del ambiente, la presencia de larvas somáticas en las perras que producen la infección trasplacentaria y mamaria, la resistencia de los helmintos a los actuales desparasitantes y la pérdida de la inmunidad hacia los parásitos. Excepto por la respuesta inmune, la razón principal es atribuida por el uso inapropiado de los antihelmínticos. Además la reinfección y la diseminación de huevos puede ocurrir dentro de los 30 días para *T. canis* (Ridley y Dryden, 1994).

Entre los factores que mas contribuyen a la diseminación de las formas infectantes del parásito además del fecalismo, es la gran cantidad de huevos que las

hembras producen (por lo menos 200,000 al día) y su gran viabilidad (Martínez et al., 1998).

La manipulación de animales parasitados no es un factor de riesgo predominante en los médicos veterinarios o personas que trabajan en perreras, se ha observado que la seroprevalencia es comparable a la de la población general (Guerrero, 2000).

El principal riesgo de infección es la presencia de perros en el hogar, particularmente cachorros. Existe el desconocimiento de los propietarios sobre las enfermedades zoonóticas, solo saben que se requiere la vacunación de sus perros contra la rabia. Se encontró también que menos del 50% de los médicos veterinarios siguen un abordaje preventivo para tratar la infección por nematodos en Estados Unidos. La tercera parte de los clínicos, recomendaron el examen coproparasitológico y la desparasitación a las 4 semanas de edad o menos, tiempo en el cual es mas eficiente prevenir la excreción de *T. canis*. Aproximadamente otra tercera parte de los médicos, recomendaron estas prácticas desde las 7 semanas de edad, tiempo en el cual ya ocurrió la contaminación del medio ambiente con huevos del parásito. Menos de la tercera parte de los veterinarios no explican de los riesgos de estos parásitos, a menos de que los clientes lo pregunten, a fin de no alarmar a la gente y dar lugar a que dejen o regalen sus mascotas. En estudios realizados por American Veterinary Medical Association (AVMS) confirmaron que mas del 80% de los propietarios de perros y cerca del 62% de propietarios de gatos, visitan al médico veterinario cuando menos una vez al año, y consideraron a sus veterinarios como la mejor fuente de información en la materia relacionada con sus mascotas, siendo ésta una oportunidad del médico veterinario para incrementar la relación con sus clientes y demostrar que tiene el conocimiento y el servicio de proteger la salud de las familias de los propietarios (Schantz, 1994).

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### ***Marco muestral del área de estudio***

El presente trabajo, clasificado como un estudio descriptivo seccional cruzado, incluyó al Laboratorio del Hospital de Gineco Pediatría y Medicina Familiar No. 31 del Instituto Mexicano del Seguro Social (IMSS), 33 establecimientos de servicios médico veterinarios de la ciudad de Mexicali (clínicas veterinarias), el Centro Antirrábico de Mexicali y 32 parques de la zona urbana de Mexicali, B.C. Los sujetos muestreados incluyeron: *i*) niños de 1 a 12 años de edad atendidos en el Hospital de Gineco Pediatría y Medicina Familiar No. 31 del IMSS, *ii*) perros atendidos en clínicas veterinarias, y *iii*) perros capturados por personal del Centro Antirrábico de Mexicali. La duración del estudio fue de 12 meses, de mayo del 2001 a abril del 2002.

Con base en lo establecido por la Ley General de Salud en Materia de Investigación para la Salud en su Título Segundo, Capítulo I, Artículo 14, Inciso V, se contó con el consentimiento informado y por escrito del sujeto de investigación o su representante legal. De acuerdo al mismo Reglamento en el Título Segundo, Capítulo I, Artículo 17, este estudio es considerado con riesgo mínimo para el sujeto de investigación por lo que previo al consentimiento informado se explicó detalladamente al familiar y/o tutor del menor lo referente al estudio cumpliendo lo señalado en dicho Reglamento.

### ***Criterios de inclusión***

Participaron en el estudio aquellos pacientes humanos mayores de 1 año y menores de 12 años de edad, de cualquier sexo, que acudieron al los servicios del Laboratorio del IMSS a solicitud por su médico tratante por cualquier motivo y cuyos padres y/o tutores aceptaron participar en el estudio.

Participaron en el estudio aquellos perros de al menos un mes de edad, de cualquier sexo o grupo racial atendidos en cualquiera de las 33 clínicas veterinarias participantes en el estudio, así como perros capturados por el Centro Antirrábico de Mexicali.

### ***Consideraciones éticas***

Este estudio cumple con los lineamientos que en materia de investigación y ética se establecen en la declaración de Helsinki (1964), revisada en Tokio, 1975, Venecia, 1983; y Hong Kong, 1989.

### ***Cálculo del tamaño de muestra***

El cálculo del tamaño de muestra se realizó para cada grupo de estudio (Grupo I. perros de clínicas veterinarias, Grupo II. perros del Centro Antirrábico, Grupo III. niños atendidos en el IMSS). La muestra fue colectada aleatoriamente sin reemplazo. El valor de  $p$  está incluido dentro de  $1.96 [ p(1-p)/n ]^{1/2}$  para  $\pi$ , entonces, el tamaño de muestra (  $n$  ) se obtuvo de aplicar la fórmula:

$$n = \pi ( 1 - \pi ) \left[ \frac{Z}{d} \right]^2 \quad (\text{Devore y Peck, 2001})$$

donde:

$n$  = tamaño de muestra, 344 para cada grupo de estudio

$\pi$  = prevalencia esperada del 66 %

$Z$  = 1.96

$d$  = 5 %

### ***Recolección de muestras de sangre***

El procedimiento para la toma, procesamiento, identificación y conservación de muestras de sangre tanto en pacientes del IMSS como en pacientes de clínicas veterinarias o Centro Antirrábico de Mexicali se realizó de la siguiente manera: se recolectaron al menos 3 ml de sangre en tubos evacuados con separador de suero (Vacutainer SST) por punción en la vena cefálica previa antisepsia de la región con alcohol isopropílico. Las muestras colectadas fueron identificadas y posteriormente centrifugadas a 3500 RPM durante 10 minutos.

El suero obtenido de cada muestra fue depositado en contenedores de 1 ml de capacidad, identificado y almacenado a  $-20^{\circ}\text{C}$  hasta el momento de realizar las

pruebas serológicas. Las muestras de los niños fueron recolectadas por personal adscrito al laboratorio del IMSS. La recolección de las muestras de sangre de perros fueron obtenidas por personal adscrito a las clínicas veterinarias o al Centro Antirrábico de Mexicali.

### ***Análisis serológico por ELISA en muestras de suero sanguíneo de perros***

Se adaptó y estandarizó un procedimiento ELISA indirecto disponible comercialmente para su uso en humanos, el cual utiliza como antígeno de fase sólida secreciones y excreciones de la *larva migrans* de *Toxocara canis*. Dicho procedimiento reporta una especificidad de 87.5% y una sensibilidad de 93.3% (*Toxocara larva* Microwell Serum ELISA de IVD Research Inc.).

La adaptación para su aplicación en muestras de suero de perros consistió en la sustitución del conjugado enzimático humano (Protein A conjugated peroxidase) por uno específico para perro (Anti-Dog IgG whole molecule- Peroxidase Conjugate from Rabbit) de SIGMA Biochemical and Reagents, utilizando un factor de dilución de 1:1000). El suero control positivo para las pruebas serológicas en suero sanguíneo de perros fue obtenido de la mezcla proporcional de 8 sueros sanguíneos diferentes de perros positivos al examen coproparasitoscópico a huevos de *Toxocara canis*, a partir de la técnica de flotación con solución salina saturada (Thienpont, 1985). El suero de perros y el conjugado enzimático fueron estandarizados probando diferentes diluciones de suero sanguíneo control positivo contra distintas diluciones del conjugado enzimático para establecer una dilución final del suero sanguíneo de 1:20 y una dilución final para el conjugado enzimático de 1:1000.

El procedimiento para las pruebas inmunológicas en muestras de suero sanguíneo de perro se realizó siguiendo las instrucciones de uso y los reactivos suministrados en los juegos de reactivos ELISA para *Toxocara canis* (IVD Research Inc.) incluyendo las adaptaciones para uso de suero sanguíneo de perro a una dilución final de 1:20 y para el conjugado enzimático correspondiente a una dilución final de 1:1000. Los sueros de referencia negativos empleados en las pruebas serológicas de perros fueron los mismos suministrados en los juegos de reactivos

(suero humano negativo a *T. canis*). Se procedió a la dilución de los sueros controles de referencia positivos y negativos y muestras de suero problema en un plato de microdilución libre de antígeno usando la solución de dilución buferada para una dilución final de 1:20. Se transfirieron 100 microlitros ( $\mu\text{l}$ ) de los sueros controles de referencia positivos y negativos así como las muestras problema en series por duplicado a celdas correspondientes del plato de microtitulación sensibilizado con antígeno de *T. canis*. Los platos de microtitulación fueron incubados a temperatura ambiente (15-25°C) por 10 minutos y lavados tres veces con la solución de lavado correspondiente. Posteriormente, se agregaron 100  $\mu\text{l}$  a cada pozo del conjugado enzimático (*Anti-Dog, whole molecule, Peroxidase Conjugate from Rabbit, SIGMA Laboratories*) diluido 1:1000 e incubado a temperatura ambiente por 5 minutos. Después de un segundo lavado se agregaron 100  $\mu\text{l}$  a cada pozo de cromógeno (tetrametilbenzidina), se incubó a temperatura ambiente por 5 minutos y finalmente se agregaron 100  $\mu\text{l}$  a cada pozo de solución de ácido sulfúrico diluido, con el propósito de detener la reacción enzimática. La reacción de color desarrollada por las pruebas serológicas se realizó midiendo la densidad óptica (DO) de cada muestra duplicada utilizando un espectrofotómetro automatizado utilizando un filtro base de 450 nanómetros (nm) un filtro de referencia de 490 nm y obteniendo un impreso con la lectura de DO de cada uno de los 96 pozos del plato de microtitulación.

### **Análisis serológico por ELISA en muestras de suero sanguíneo de pacientes del IMSS**

El procedimiento para las pruebas inmunológicas en muestras de suero sanguíneo de pacientes del IMSS se realizó siguiendo las instrucciones de uso y los reactivos suministrados en los juegos de reactivos ELISA para *Toxocara canis* (IVD Research Inc.). Se procedió a la dilución de las muestras de suero problema en un plato de microdilución libre de antígeno usando la solución de dilución buferada para una dilución de trabajo final de 1:64. Se transfirieron 100  $\mu\text{l}$  de los sueros controles de referencia positivos y negativos, así como las muestras problema en series por duplicado a celdas correspondientes del plato de microtitulación sensibilizado con

antígeno de *T. canis*. Los platos de microtitulación fueron incubados a temperatura ambiente (15-25°C) por 10 minutos y lavados tres veces con la solución de lavado correspondiente. Posteriormente, se agregaron 100 µl a cada pozo del conjugado enzimático (*Protein A conjugated to peroxidase*) suministrado en los juegos de reactivos e incubando a temperatura ambiente por 5 minutos. Después de un segundo lavado se agregaron 100 µl a cada pozo de cromógeno (tetrametilbenzidina) se incubó a temperatura ambiente por 5 minutos y finalmente se agregaron 100 µl a cada pozo de solución de ácido sulfúrico diluído, con el propósito de detener la reacción enzimática. La reacción de color desarrollada por las pruebas serológicas se realizó midiendo la densidad óptica (DO) de cada muestra duplicada utilizando un espectrofotómetro automatizado utilizando un filtro base de 450 nanómetros (nm) un filtro de referencia de 490 nm y obteniendo un impreso con la lectura de DO de cada uno de los 96 pozos del plato de microtitulación.

### ***Aplicación de cuestionarios epidemiológico***

Se aplicaron diferentes cuestionarios epidemiológicos para el Laboratorio del IMSS, clínicas veterinarias y Centro Antirrábico de Mexicali (Anexos), con la finalidad de evaluar los factores de riesgo.

Para perros atendidos en clínicas veterinarias y del Centro Antirrábico de Mexicali se incluyó información sobre sexo, edad y talla. Para perros atendidos en clínicas veterinarias, se incluyó información sobre el número de miembros en la familia propietaria del perro, programa de desparasitación, número de mascotas, tipo de patio, y movilidad de mascotas entre el hogar y la calle. Para niños atendidos en el Laboratorio del Hospital de Gineco Pediatría y Medicina Familiar No. 31 del IMSS, se incluyó información sobre colonia de residencia, sexo, edad, motivo de visita al laboratorio, información sobre la familia, presencia de perros en hogar, programa de desparasitación de mascotas, tipo de patio, movilidad de perros entre el hogar y la calle y visitas del niño a parques. (Anexos).

### ***Toma de muestras de suelo en parques***

Se colectaron 10 muestras de suelo en cada uno de los 32 parques incluidos en el estudio para un total de 320 muestras. Dichas muestras fueron tomadas por duplicado en cada punto cardinal y su intersección, por cada uno de los parques. Cada muestra de suelo consistió de cuadros de tierra de 20 cm x 20 cm, con una profundidad de 1 cm, y un peso aproximado de 400 g (Martínez, 1998). La muestra fue extraída utilizando una espátula de metal previamente lavada y desinfectada y depositada en una bolsa de plástico con cierre hermético e identificada.

### ***Examen parasitológico en parques***

El análisis de las muestras se realizó en el Laboratorio de Parasitología de la Unidad de Laboratorios de Diagnóstico del Instituto de Investigaciones en Ciencias Veterinarias (ULADI) de la UABC. La técnica parasitológica utilizada fue la de concentración de huevos por flotación de Faust (Martínez, 1998), la cual consistió en disolver 66 g de tierra muestreada en solución de sulfato de zinc al 33% en un vaso de precipitados de 1 litro de capacidad, colarlo y después de 20 minutos tomar unas gotas del sobrenadante, colocarlas en un portaobjetos y observarlas en el microscopio óptico con el objetivo seco débil.

### ***Captura de la información***

La información generada de las pruebas serológicas, exámenes parasitológicos de los parques de la ciudad y cuestionarios epidemiológicos fue almacenada en una base de datos utilizando el programa Excell<sup>®</sup> para Windows (Microsoft, 2000).

### ***Análisis estadístico***

Se utilizaron los siguientes procedimientos del paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System) para Windows ver 6.12 (SAS, 1990; Walter, 1997):

1. Procedimiento UNIVARIATE, para obtener los estadísticos descriptivos y pruebas de normalidad para los valores de ELISA aplicado en cada grupo.

2. Procedimiento FREQ, para efectuar un análisis de frecuencias con la información generada en la aplicación de los cuestionarios epidemiológicos para cada grupo. La seroprevalencia a *T. canis* se obtuvo a partir de la fórmula de Daniel (2002):

$$\text{prevalencia} = \frac{\text{número de reactivos positivos}}{\text{número total en el grupo}} \times 100$$

generada para cada grupo y por cada variable de clasificación considerada, como sexo, talla, y edad.

3. Los valores de seroprevalencia estimados para cada variable de clasificación considerada, dentro de cada grupo se sometieron a una prueba de hipótesis de igualdad de proporciones utilizando como estadístico de prueba Z dado que  $n \geq 30$  en cada celda considerada.
4. Procedimiento FREQ, para someter a una prueba de hipótesis de distribución similar entre ellas, dentro de cada grupo a las proporciones de resultados observados a la prueba serológica dentro de cada variable de clasificación. El estadístico de prueba fue Chi-cuadrada ( $\chi^2$ ).
5. Procedimiento FREQ, para los resultados de los exámenes parasitológicos del suelo de los parques de la ciudad y determinar la probabilidad de ocurrencia del parásito.
6. Procedimiento FREQ, para el análisis de tablas de contingencia 2x2. Se obtuvieron valores de OR (razón de los grados de probabilidad para la población) univariados junto con un intervalo de confianza al 95%, para medir la asociación entre la exposición al factor de riesgo y el estatus de la respuesta serológica, o variable dicotómica o binomial.
7. Procedimiento LOGISTIC, para ajustar cada factor de riesgo (FR) asociado con toxocarosis a través del uso del siguiente modelo de regresión logística:

$$P(D) = \frac{1}{1 + e^{-(\alpha + \sum \beta_i X_i)}}$$

donde  $P(D)$  es la probabilidad de resultado positivo a la presencia de *larva migrans* de *T. canis* mediante ELISA,  $\alpha$  es el logaritmo de la razón de los grados de probabilidad para un grupo estándar de factores, y  $\beta_i$  es el efecto asociado al factor  $X_i$  sobre la probabilidad de detección de un resultado positivo.

## RESULTADOS Y DISCUSION

### ***Desempeño de la prueba serológica en perros***

A partir de juegos de reactivos ELISA indirecto disponibles comercialmente (*Toxocara* larva Microwell Serum ELISA de IVD Research Inc. Carlsbad, CA) se adaptó y estandarizó un sistema ELISA indirecto para evaluar la respuesta serológica de IgG a *T. canis* en muestras de suero de perros utilizando un conjugado enzimático policlonal anti-IgG peroxidasa (SIGMA). La dilución de trabajo para las muestras de suero sanguíneo de perro fue de 1:20 y la dilución de trabajo para el conjugado enzimático fue de 1:1000. Con el sistema ELISA adaptado y estandarizado, se probaron un total de 621 muestras de suero sanguíneo de perro, de las cuales, 344 muestras provenían de perros atendidos en clínicas veterinarias de la ciudad de Mexicali y 277 muestras provenientes de perros capturados por personal del Centro Antirrábico de Mexicali.

El total de las muestras de suero de perros (n=621) fueron probadas por duplicado en 14 platos de microtitulación disponibles comercialmente utilizando en cada uno dos sueros controles de referencia positivos y dos sueros controles de referencia negativos. Para las pruebas ELISA realizadas en perros atendidos en las clínicas veterinarias utilizando una longitud de onda de 450 nm como base y 620 nm de referencia para las lecturas, el promedio de la DO de los sueros controles de referencia positivos (n=8) fue de 1.010 con una D.E. de 0.048 y el promedio de la DO de los sueros controles de referencia negativos (n=8) fue de 0.064 con una D.E. de 0.022 para una razón positivo sobre negativo de 15.78. Para las pruebas ELISA realizadas en muestras de perros del Centro antirrábico utilizando una longitud de onda de 450 nm como base y 620 nm de referencia para las lecturas, el promedio de la DO de los sueros controles de referencia positivos (n=6) fue de 1.424 con una D.E. de 0.200 y el promedio de la DO de los sueros controles de referencia negativos (n=6) fue de 0.057 con una D.E. de 0.015 para una razón positivo sobre negativo de 24.98 (Cuadro 1).

Cuadro 1. Promedio de densidad óptica para sueros controles de referencia positivos y negativos del ELISA *T. canis*.

Origen de sueros	n	D.O.Control Positivo	D.E.	D.O. Control Negativo	D.E.	Razón POS/NEG
Centro antirrábico	6	1.424	0.200	0.057	0.015	24.98
Clínicas veterinarias	8	1.010	0.048	0.064	0.022	15.78
IMSS	8	3.000	0.001	0.180	0.095	16.66

### ***Desempeño de la prueba serológica en pacientes del IMSS***

Utilizado el mismo número de lote de juegos de reactivos ELISA indirecto disponibles comercialmente (*Toxocara* larva Microwell Serum ELISA de IVD Research Inc. Carlsbad, CA) se evaluó la respuesta serológica de IgG en muestras de suero de niños atendidos en el Laboratorio del Hospital de Gineco Pediatría y Medicina Familiar No. 31 del IMSS siguiendo las instrucciones suministradas por el fabricante para su uso en muestras de suero sanguíneo de humanos (Anexos). El total de las muestras de suero de niños atendidos por el IMSS (n=344) fueron probadas por duplicado en 8 platos de microtitulación disponibles comercialmente utilizando en cada uno dos sueros controles de referencia positivos y dos sueros controles de referencia negativos. Utilizando una longitud de onda de 450 nm como base y 620 nm de referencia para las lecturas, el promedio de la DO de los sueros controles de referencia positivos (n=8) fue de 3.0 con una D.E. de 0.001 y el promedio de la DO de los sueros controles de referencia negativos (n=8) fue de 0.18 con una D.E. de 0.095 para una razón positivo sobre negativo de 16.66 (Cuadro 1).

### ***Resultados generales en perros***

Del total de muestras de sueros analizados (n=344) en el grupo de perros procedentes de clínicas veterinarias, los estadísticos descriptivos para la reacción al ELISA-*T. canis* expresada en porcentaje, fueron: límite inferior (Li) 2.77, límite superior 297.03, valor medio 27.06 y desviación estándar (DE) de 2.127. De igual

forma, pero para el grupo de perros procedentes del centro Antirrábico, los estadísticos descriptivos fueron: límite inferior (Li) 3.86, límite superior 210.67, valor medio 26.60 y desviación estándar (DE) de 1.503. Los valores promedio de reacción al ELISA-*T. canis* fueron similares ( $P > .05$ ) entre los grupos de perros (27.06 vs 26.60%), con una distribución por cuartiles diferentes. En las muestras de suero procedentes de las clínicas veterinarias los límites de clase superiores por cuartil fueron: 6.53 para el 1er. cuartil, 14.21 para el 2do. cuartil y de 29.85% para el 3er. cuartil. En las muestras de suero procedentes del Centro Antirrábico fueron 14.95 para el 1er. cuartil, 21.41 para el 2do. cuartil y de 30.05% para el 3er. cuartil.

Una mayor variabilidad fue observada en los valores de reacción al ELISA-*T. canis*, expresada en porcentaje, en los sueros provenientes de las clínicas veterinarias en relación a las provenientes del Centro Antirrábico. Al someter los valores a la prueba de normalidad utilizando el estadístico W de Shapiro-Wilk, produce un rechazo a la hipótesis nula, lo que indica que los datos provienen de una población con distribución no-normal. En estos casos, un estadístico de tendencia central de comparación entre dos grupos es aquel libre de los supuestos de distribución, como lo es la mediana (Daniel, 2002). En el análisis de los resultados, la mediana para datos provenientes del Centro Antirrábico fue mayor que para aquellos procedentes de clínicas veterinarias (21.41 vs 14.21), indicando una mayor reacción a la prueba, lo cual sugiere una mayor exposición al parásito.

### ***Índice de seroprevalencia estimada en perros***

Los valores de reacción al ELISA-*T. canis*, expresados en porcentaje, se agruparon en cuatro clases, como se muestra en el cuadro 2, incluyendo la frecuencia de muestras de suero para cada clase tanto para perros atendidos en clínicas veterinarias como del Centro Antirrábico. Al considerar como positivas muestras que presentaron reacción superior al 25%, se obtiene una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 30.2% para muestras de suero de perros de las clínicas veterinarias, mientras que para muestras del Centro Antirrábico se obtiene una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 37.7%.

Cuadro 2. Respuesta al ELISA-*T. canis* y seroprevalencia estimada en muestras de perros.

Grupo	Reacción al ELISA	clínicas veterinarias	seroprevalencia	Centro Antirrábico	seroprevalencia
1	≤ 24%	240	No calculado	172	No calculado
2	25 – 49%	63	30.2%	87	37.7%
3	50 – 74%	20	11.9%	5	5.8%
4	≥75%	21	6.01%	11	4.0%
	100%	n = 344		n = 276	

Al elevar a 50% el criterio de seropositividad, las muestras de perros atendidos en clínicas veterinarias presentan una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 11.9% mientras que para muestras de perros provenientes del Centro Antirrábico se obtiene una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 5.8%. Elevando el criterio de seropositividad al 75%, las muestras de perros atendidos en clínicas veterinarias presentan una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 6.01%; mientras que para muestras de perros provenientes del Centro Antirrábico se obtiene una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 4.0% (Cuadro 2).

En general, se observó una mayor proporción de resultados con baja reactividad a las pruebas serológicas en muestras de perros de clínicas veterinarias comparadas con las provenientes del Centro Antirrábico, lo cual sugiere mayor exposición a *T. canis* en perros capturados en la vía pública. El alto valor de seropositividad por ELISA para *T. canis* en perros sugiere que esta parasitosis es un potencial problema zoonótico en la zona urbana de Mexicali.

El mismo ejercicio se realizó agrupando los valores de reacción al ELISA-*T. canis*, expresados en porcentaje, en ocho clases con intervalos de 12.5%.

Al considerar como positivas muestras que presentaron reacción superior al 12.5%, se obtiene una seroprevalencia estimada al ELISA-*T. canis* de 54.1% para muestras de suero de perros de clínicas veterinarias, mientras que para muestras del Centro Antirrábico se obtiene una seroprevalencia estimada de 83.0%.

Con el propósito de hacer una aproximación a los factores de riesgo para perros a partir del comportamiento de la variable reacción al ELISA-*T. canis*

expresada en porcentaje, en forma arbitraria se definieron como sueros con resultado negativo a la serología, todos aquellos valores por debajo de valor promedio de D.O. de los sueros controles de referencia negativos mas tres desviaciones estándar Cuadro1), para ubicar un valor de corte en esta aproximación del 12.5%. Lo anterior puede ser sustentado en el hecho clínico que entre el 95.5% y el 98.5% de los perros contienen en sus tejidos *larva migrans* de *T. canis* (Georgi y Georgi, 1992 y Díez et al.,1999).

### **Resultados generales en niños**

Del total de muestras de sueros analizados (n=344) para muestras de niños atendidos en el laboratorio del IMSS los estadísticos descriptivos para la reacción al ELISA-*T. canis* expresada en porcentaje, fueron: límite inferior 0.13, límite superior 100.00, valor promedio 4.24 y desviación estándar 0.494. En la distribución por cuartiles se observó que el 92% de las muestras analizadas (n=316) se ubicaron en el primer cuartil por debajo del valor de corte establecido por el fabricante de los juegos de reactivos (IVD Research, Inc.) y el 8% de las muestras de suero analizadas se ubicaron entre el tercer y cuarto cuartil para una seroprevalencia general de 8.1% a *larva migrans* de *T. canis*. En general, los valores obtenidos en las pruebas serológicas fueron menores en las muestras de niños que para las muestras de perros lo cual sugiere una menor respuesta inmune humoral a la presencia de *larva migrans* de *T. canis* debido básicamente a la circunstancia que los humanos son huéspedes paraténicos, mientras que los perros son los huéspedes definitivos del parásito.

Los resultados obtenidos de las pruebas serológicas al ELISA-*T. canis* en niños son similares a lo reportado en los Estados Unidos con valores de seroprevalencia al ELISA entre 4 y 8% y por debajo de lo reportado en la República de Cuba con 19% de seroprevalencia a *T. canis*, inferiores que Brasil que reporta 36%, inferiores que España con 37% y por debajo de Colombia con 81% de seroprevalencia a *larva migrans* de *T. canis*. (Laufer,2002).

Aunque la prevalencia de la infección en humanos es directamente proporcional a la tasa de infección en perros y al acceso a lugares públicos contaminados (Laufer, 2002), el contacto directo con perros no asegura la transmisión del parásito debido a que los huevos eliminados en heces en el ambiente, requieren de tres a cuatro semanas para alcanzar el estadio infectante, aunado a la presencia de altas temperaturas y humedad ambiental para que se forme la larva infectiva ( $L_2$ ) dentro de los mismos. Los valores de seroprevalencia encontrados en este estudio para niños (8.1%), sugiere que aunque las causas probables de toxocarosis sean la ingestión de los huevos infectantes a través de la geofagia y la tendencia de llevar sus dedos y juguetes a la boca en lugares contaminados, las condiciones ambientales extremas de la región que combinan alta temperatura y baja humedad reducen la viabilidad de las larvas infectivas (Díez et al., 1999).

### ***Seroprevalencia en perros por sexo y edad***

En el Cuadro 3 se presentan los resultados de seroprevalencia para perros atendidos en clínicas veterinarias y el Centro Antirrábico. La prevalencia por sexo no mostró diferencia estadística significativa ( $P>.05$ ) en sujetos del grupo de clínicas veterinarias, sin embargo para el grupo de perros del Centro Antirrábico los machos presentaron valores de prevalencia mayores que los valores obtenidos por las hembras de ese grupo ( $P>.05$ ) con 92.7% y 80.7% de prevalencia a *T. canis*, respectivamente. Aunque es de esperarse un registro de prevalencia alto, independientemente del sexo del animal, los valores de prevalencia en hembras son de importancia debido a que la forma más común de transmitir la enfermedad es por vía trasplacentaria, con reportes para cachorros de transmisión de este ascarioideo intestinal por ruta transplacentaria por encima del 95% (Díez et al., 1999).

Para la variable edad, utilizando un valor de corte para muestras seropositivas del 12.5 %, los valores de seroprevalencia fueron diferentes ( $P<.01$ ). Los valores de seroprevalencia más bajos fueron observados en perros con edad menor o igual a un año, independientemente del sexo para sujetos provenientes de las clínicas veterinarias (42.5 y 40% para machos y hembras respectivamente).

Cuadro 3. Seroprevalencia de *larva migrans* de *T. canis* en perros de clínicas veterinarias y del Centro Antirrábico, según sexo y edad.

	≤ 1 año			> 1 año			Seroprev <sup>a</sup> total
	n	ELISA (+)	Seroprev <sup>a</sup>	n	ELISA (+)	Seroprev <sup>a</sup>	
<b>Clínicas veterinarias</b>							
Machos	94	40	42.5 <sup>a</sup>	85	60	70.5 <sup>a</sup>	55.4 <sup>a</sup>
Hembras	65	26	40.0 <sup>a</sup>	80	62	77.5 <sup>a</sup>	60.8 <sup>a</sup>
Total <sup>b</sup>	159	66	41.5 <sup>b</sup>	165	122	73.9 <sup>a</sup>	
<b>Centro Antirrábico</b>							
Machos	39	30	76.9 <sup>a</sup>	127	124	97.6 <sup>a</sup>	92.7 <sup>a</sup>
Hembras	52	38	73.0 <sup>a</sup>	57	50	87.7 <sup>b</sup>	80.7 <sup>b</sup>
Total <sup>b</sup>	91	68	74.7 <sup>b</sup>	184	174	94.5 <sup>a</sup>	

Seroprev = seroprevalencia utilizando un valor de corte de 12.5%

Seroprev total = valores por sexo, independientemente de edad

<sup>a/</sup> letras iguales por columna son similares, (P>.05)

<sup>b/</sup> letras diferentes para el renglón Total son diferentes (P<.05)

Para datos provenientes del Centro Antirrábico los valores de seroprevalencia mas elevados se observaron en perros con mas de un año de edad, siendo estadísticamente diferentes (P<.05) entre sexos con seroprevalencia de 97.6 y 87.7% para machos y hembras respectivamente. Estos resultados difieren a lo reportado por Georgi y Georgi (1992), quien sostiene que el principal riesgo de infección es la presencia de perros en el hogar, particularmente cachorros, sumado a la costumbre de proporcionar cachorros a los niños como mascotas elevando el riesgo de infección ya que son precisamente los perros jóvenes quienes se encuentran infectados por este parásito (Soulsby, 1987).

### **Seroprevalencia en perros por talla.**

Considerando el punto de corte para positivos el 12.5%, los valores de seroprevalencia obtenidos fueron mayores ( $P<.05$ ) en perros de talla mediana y grande que para sujetos de talla chica independientemente de su procedencia (Cuadro 4). Sugiriendo que la talla puede influir en la presencia de la Toxocarosis por *larva migrans*.

Cuadro 4. Seroprevalencia de *larva migrans* de *T. canis* en perros de clínicas veterinarias y del Centro Antirrábico, agrupados por talla.

Talla	n	ELISA(+)	ELISA (-)	seroprevalencia <sup>a</sup>
<b>Clínicas veterinarias</b>				
Chico	118	52	66	44.0 <sup>b</sup>
Mediano	150	98	52	65.3 <sup>a</sup>
Grande	62	41	21	66.1 <sup>a</sup>
<b>Centro Antirrábico</b>				
Chico	40	27	13	67.5 <sup>b</sup>
Mediano	201	182	19	90.5 <sup>a</sup>
Grande	34	33	1	97.6 <sup>a</sup>

<sup>a</sup> letras diferentes ( $P<.05$ )

Estos resultados difieren a lo reportado por Cruz et al. (1993), quien encontró mayor prevalencia de *T. canis* en perros de talla mediana y chicos que para perros de talla grande, aunque es importante señalar que este estudio fue realizado por coproparasitoscopia.

### **Factores de riesgo en perros.**

Considerando el punto de corte a positivos, sueros con valores porcentuales superiores al 12.5 %, los factores de riesgo asociados ( $P<.05$ ) con la detección de muestras seropositivas a *larva migrans* de *T. canis* fueron el número de perros presentes en el hogar y el movimiento de perros entre el hogar y la calle, coincidiendo con lo reportado con Kazacos (2000) quien sostiene que el permitir a la mascota el

libre acceso a la calle, así como el permitir el contacto directo con huéspedes paraténicos y definitivos, de sus deyecciones y materiales contaminados influye en la presencia de la toxocarosis por la *larva migrans*. Factores de riesgo categóricos junto con los valores de la razón de los grados de probabilidad para la población (*odd ratio*) e intervalos de confianza al 95% son presentados en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Análisis univariado de factores de riesgo categóricos para *larva migrans* de *T. canis* en perros atendidos en clínicas veterinarias.

Variable	Positivos	Negativos	n	P	Odds ratio	IC al 95%
<b>Tamaño de familia:</b>						
> 3	99	76	175	.76	0.93	0.58 - 1.489
≤ 3	70	50	120			
<b>No. de perros:</b>						
>1	100	54	154	.01	1.726	1.103 - 2.699
1	88	82	170			
<b>Desparasitación:</b>						
No desparasita	97	101	198	.001	0.365	0.226 - 0.59
Si desparasita	92	35	127			
<b>Donde vive el perro:</b>						
Dentro-fuera casa	163	111	274	.21	1.55	0.779 – 3.085
solo en casa	18	19	37			
<b>Tipo de patio:</b>						
No solo cemento	136	98	234	.40	.788	0.452 - 1.374
solo cemento	44	25	69			
<b>Movimiento de perros:</b>						
Dentro-fuera casa	71	35	106	.02	1.749	1.072 – 2.855
no	109	94	203			

Los resultados del análisis de los factores de riesgo en un modelo de regresión logística univariado se presentan en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Modelo de regresión logística de factores de riesgo asociados con *larva migrans* de *T. canis* en perros atendidos en clínicas veterinarias

Variable	n	Estimación <sup>a/</sup>	P	O.R. <sup>b/</sup>	I.C. al 95% Wald <sup>c/</sup>	
					L. Inferior	L. Superior
Tamaño de la familia	295	0.006	.9812	1.006	0.59	1.71
No. de perros en el hogar	324	0.645	.017	1.90	1.122	3.27
Desparasitación del perro	325	-0.964	.000	0.38	0.219	0.652
Lugar donde vive el perro	311	0.184	.678	1.20	0.498	2.874
Tipo de patio en casa	303	-0.371	.239	0.69	0.367	1.272
Movilización del perro	309	0.885	0.002	2.42	1.383	4.348

<sup>a/</sup>  $\beta_0 = -1.173$ ; C= 0.687, se refiere área bajo la curva para análisis ROC.

<sup>b/</sup> O.R. ajustados por las otras variables en el modelo.

<sup>c/</sup> I.C. al 95 % que no incluya al 1, indica que O.R. es diferente significativamente ( $P \leq 0.05$ ) de 1.

El factor movimiento de perros entre el hogar y la calle, ajustado por los otros factores presentes en el modelo de regresión logística, significó 2.42 veces más riesgo de resultar positivos a *larva migrans* de *T. canis* comparado con perros que estuvieron dentro del hogar y sin contacto con perros callejeros. El mayor número de perros presentes en el hogar favorece la presentación de casos positivos a *larva migrans* (OR ajustado=1.9) en comparación a que únicamente esté presente un perro en el hogar.

El tipo de patio referido como no solo cemento vs únicamente de cemento, teniendo en consideración que éste último tiene las características de ser más susceptible a la limpieza y desinfección no fue un factor de riesgo importante en los valores de seropositividad a *larva migrans* de *T. canis*,

Por otra parte, Overgaauw (1997) y Kazacos (2000) indican que la presentación de la enfermedad es favorecida por la falta de limpieza y desinfección de los alojamientos de los perros, así como el lugar donde vive el perro referido como dentro y/o fuera de la casa vs únicamente dentro de la casa, lo cual tampoco fue un factor de riesgo importante en este trabajo.

El tamaño de la familia en el hogar denominado indicador de hacinamiento, no fue un factor de riesgo importante en los valores de seropositividad a *larva migrans* de *T. canis* ( $P > .05$ ).

No se observó un efecto importante de la práctica de desparasitación en los resultados de las pruebas sexológicas a *larva migrans* de *T. canis* en el perro, suponiendo como causa la inconsistencia en la duración del tratamiento antihelmíntico tal como lo señala Diez et al. (1999) y como lo reporta Schantz (1994) por la falta de recomendaciones médicas específicas para este parásito, ya que menos del 50% de los médicos veterinarios practican un abordaje preventivo para tratar la infección por nematodos.

### Seroprevalencia en niños por sexo y edad

No se observaron diferencias ( $P > .05$ ) entre la seroprevalencias de niños del IMSS, por efecto del género (Cuadro 7), coincidiendo con los resultados de Ajayi et al. (2000), a pesar de que los niños son mas juguetones que las niñas y se exponen más a la parasitosis. Aunque Martínez (1997) reportó mayor prevalencia en niños (64.3%) en la ciudad de México. Al considerar la edad, no se observaron diferencias importantes ( $P > .05$ ) en la seropositividad a la larva migrans de *T. canis*, contradiciendo a los resultados tanto de Laufer (2002), quien establece que la seropositividad incrementa con la edad, como de Petetti (2001), quien reporta que niños de 1 a 4 años de edad son los mas afectados y de Soulsby (1987) para quien este síndrome se presenta con mayor frecuencia en niños de 1 a 5 años de edad.

Cuadro 7. Seroprevalencia de *larva migrans* de *T. canis* en niños del IMSS, por edad y sexo.

Edad (años)	Niños			Niñas			Seroprev total <sup>a</sup>
	n	ELISA (+)	Seroprev <sup>a</sup>	n	ELISA (+)	Seroprev <sup>a</sup>	
≤ 3	22	2	9.0 <sup>a</sup>	23	1	4.3 <sup>ab</sup>	6.6 <sup>a</sup>
4-6	43	3	6.9 <sup>a</sup>	45	5	11.1 <sup>a</sup>	9.0 <sup>a</sup>
7-9	43	5	11.6 <sup>a</sup>	50	7	14.0 <sup>a</sup>	12.9 <sup>a</sup>
≥ 10	34	3	8.8 <sup>a</sup>	37	1	2.7 <sup>b</sup>	5.6 <sup>a</sup>
Total	142	13	9.1 <sup>a</sup>	155	14	9.0 <sup>a</sup>	

Seroprev = seroprevalencia

Seroprev total = valores por edad, independientemente del sexo

<sup>a/</sup> letras iguales por columna son similares, ( $P > .05$ )

<sup>b/</sup> letras iguales para el renglón Total son similares ( $P > .05$ )

Esta parasitosis según Herry et al. (1997), Kaushik et al. (1997), y Kazacos (2000) se presenta especialmente en niños desde los pocos meses hasta 4 a 5 años, dados sus hábitos de pica o geofagia.

No se observaron diferencias significativas ( $P > .05$ ) para los valores de seroprevalencia entre los grupos de edad para niños, sin embargo diferencias importantes ( $P < .05$ ) existieron entre los grupos de edad para niñas. Niñas de 7 a 9 años de edad presentaron los valores mayores de seroprevalencia a la enfermedad (similar a lo reportado por Martínez en 1997), sin embargo, niñas con diez o más años de edad, la seroprevalencia a *larva migrans* de *T. canis* fue menor que para cualquier otra clase de edad analizada inclusive que la reportada para niños, pese a suponerse una mayor oportunidad de adquirir y manifestar reactividad a la prueba conforme la edad avanza (Laufer, 2002).

### **Factores de riesgo en niños**

Ninguno de los factores de riesgo considerados en este trabajo ( $P > .05$ ), estuvieron asociados a la seropositividad a *larva migrans* en niños (Cuadro 8). Los factores en estudio fueron: tamaño de la familia, poseer o no perros, desparasitarlos o no, lugar donde vive el perro (dentro y/o fuera de la casa o únicamente en la casa), tipo de patio (no solo de cemento o únicamente de cemento), movimiento de perros dentro o fuera de casa o no, y que el niño asista frecuentemente o rara vez al parque.

En el análisis univariado de regresión logística (Cuadro 9) ninguno de los factores presentaron significancia ( $P > .05$ ) en la asociación con los resultados de serología del estudio.

Los resultados de este estudio concuerdan con los de Ajayi et al. (2000), quien no encontró diferencia en el riesgo de contraer la infección por *T. canis*, entre ser propietario de perros o no serlo. También añade que la parasitosis en el humano por *T. canis*, fue mas probablemente contraída por la ingestión de huevos infectados del suelo. Entonces, la frecuencia con la que el *T. canis* infecta al hombre está relacionada con la prevalencia de la infección en perros, el grado y tipo de contacto entre el hombre y estos animales, así como la geofagia y el contacto con otros

objetos contaminados con heces de perros parasitados con el helminto (Martínez et al., 1998).

Cuadro 8. Análisis univariado de factores de riesgo categóricos para *larva migrans* de *T. canis* en niños atendidos en el IMSS.

Variable	Positivos	Negativos	n	P	Odds ratio	IC al 95%
<b>Tamaño de familia:</b>						
> 3	20	210	230	.89	.933	0.334 - 2.609
≤ 3	5	49	54			
<b>Perro:</b>						
si tiene	10	173	183	.01	.347	.150 - .803
no tiene	15	90	105			
<b>Desparasitación:</b>						
No desparasita	3	76	79	.38	.547	.137 - 2.186
Si desparasita	7	97	104			
<b>Donde vive el perro:</b>						
dentro-fuera casa	9	151	160	.86	.834	.098 - 7.073
solo en casa	1	14	15			
<b>Tipo de patio:</b>						
no solo cemento	19	204	223	.63	.792	.301 - 2.084
solo cemento	6	51	57			
<b>Movimiento de perros:</b>						
dentro-fuera casa	12	138	150	.74	.870	.377 - 2.008
no	12	120	132			
<b>Asiste a parques:</b>						
frecuente	11	154	165	.12	.531	.232 - 1.214
raro	14	104	118			

Cuadro 9. Regresión logística para factores de riesgo asociados con *larva migrans* de *T. canis* en niños de 1 a 12 años en Mexicali, B.C.

Variable	n	Estimación	P	O.R. <sup>a/</sup>	I.C. al 95% Wald <sup>b/</sup>	
					L. Inferior	L. Superior
Tamaño de la familia	284	-0.52	0.489	0.59	0.135	2.607
Antecedentes de parasitosis	284	-0.38	0.729	0.68	0.077	6.002
Visitas de niños a parques	165	0.63	0.380	1.88	0.456	7.823
Presencia de perro en el hogar	183	11.03	0.990	999	0.005	999
Desparasitación del perro	183	-0.55	0.442	0.57	0.138	2.375
Lugar donde vive el perro	175	-0.28	0.799	0.75	0.081	6.949
Tipo de patio en casa	280	0.60	0.583	1.83	0.211	15.943
Movilización del perro	282	0.32	0.630	1.38	0.365	5.284

<sup>a/</sup> O.R. ajustados por las otras variables en el modelo.

<sup>b/</sup> I.C. al 95 % que no incluya al 1, indica que O.R. es diferente significativamente ( $P \leq 0.05$ ) de 1.

<sup>c/</sup> C= 0.632, se refiere área bajo la curva para análisis ROC.

Otros factores importantes y no considerados en este estudio que pudieran estar asociados a la presentación de esta enfermedad, son la falta de limpieza y desinfección de los alojamientos de los perros, el no controlar a los huéspedes accidentales, alimentar con vísceras, carne cruda o mal cocida, así como el permitir el contacto directo con huéspedes paraténicos y definitivos, de sus deyecciones y materiales contaminados, además que los perros cacen o coman pequeños animales silvestres (ratas, ratones y conejos) y sobre todo la falta de educación pública sobre la importancia zoonótica de esta parasitosis y de los riesgos asociados a su presencia en perros tal como lo señalan Averbeck et al. (1995), Herry et al. (1997), Overgaauw (1997) y Kazacos (2000).

### **Frecuencia de presencia de huevos de *T. canis* en parques**

Los resultados indican la presencia de huevos de *T. canis* en 20 parques muestreados, lo que significa una probabilidad de ocurrencia del 62.5% para este parásito. Del total de parques muestreados, solo en 12 parques (37.5%) no se identificó la presencia de este parásito. Además, en 5 parques (15.6%), la frecuencia de ocurrencia de huevos del parásito fue del 40% y en 9 parques de 32 (28.1%), la

frecuencia fue del 10% (Figura 6). La mayoría de los parques de la ciudad se caracterizan por carecer de cercos perimetrales completos, lo cual provoca movimientos de perros dentro de ellos.

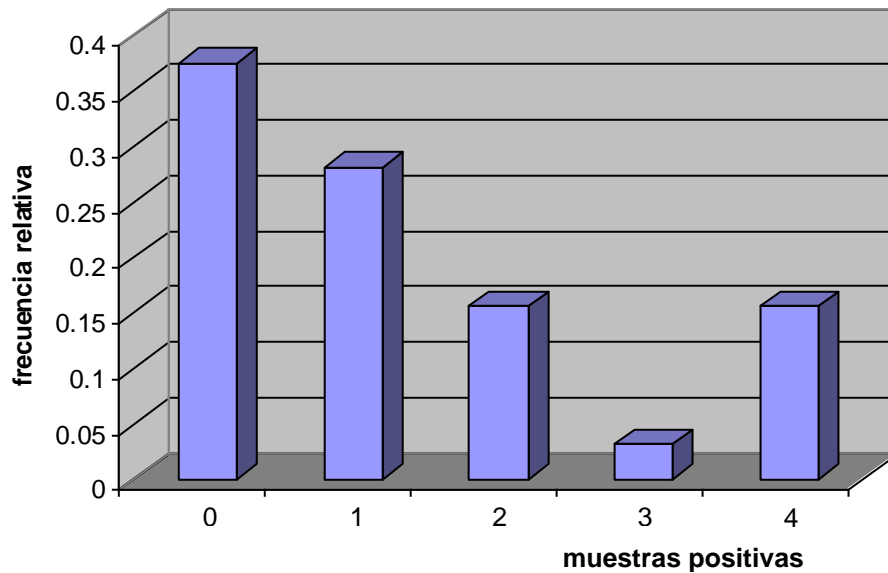


Figura 6. Frecuencia de muestras positivas detectadas en los parques de Mexicali.

Del total de parques con presencia de huevos de *T. canis*, el 60% se identificó exclusivamente este parásito, mientras que en el 40% restante se identificaron huevos tanto de éste como de otros parásitos.

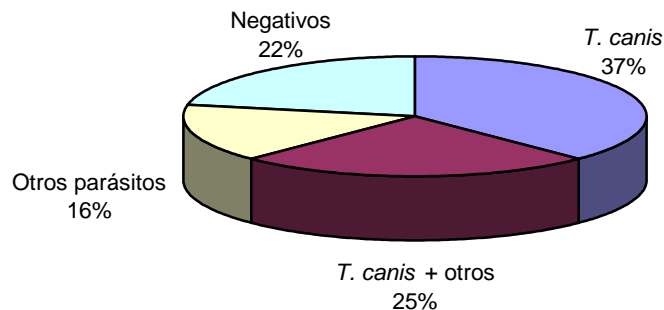


Figura 7. Frecuencia de la presencia de huevecillos de parásitos en los parques de Mexicali

Otros parásitos identificados por la presencia de huevos, incluyeron *Strongyloides spp*, *Taenia spp* y *Dipylidium caninum*, con una probabilidad de ocurrencia del 37.5% en los parques muestreados. Solo en el 37.5% de los parques no se identificó la presencia de huevos de *T. canis*, de éstos, en el 58.3% no se detectó ningún tipo de parásito, mientras que en el 41.6% restante se identificaron los otros tipos (Figura 7). La frecuencia total de contaminación de áreas verdes en el sur de la ciudad de México, con huevos de *T. canis* fue de 14.4 %, cifra muy semejante a la que se describe en estudios realizados en Dublín, Irlanda y Kansas, E.U.A., 15 y 17.4 % respectivamente (Martínez et al., 1998), pero inferiores a los resultados de este estudio.

La presencia de huevos de *T. canis* en el suelo indica la existencia de un problema potencial de salud pública con la posibilidad de contraer la *larva migrans*, como lo señala Canese et al. (1988), por la alta resistencia a condiciones ambientales durante meses, incluso años, al congelamiento, desecación y extremos niveles de pH (Quiroz, 1999). Sin embargo, cuando son expuestos a la acción directa de los rayos solares y en condiciones de desecación, se inactivan fácilmente, al igual que si se flamea el suelo directamente. Estos datos sirven para tomar las medidas de control necesarias para disminuir la posibilidad de adquirir la enfermedad. Aunque no significativo en este estudio, la población con mayor riesgo de contraer la toxocarosis, como lo señalan Overgaauw y Boersema (1998) y Canese et al. (1999), es la de los niños menores de 12 años, sobre todo si juegan con tierra y en lugares donde hay perros que defecan en la tierra de juego.

Las prácticas recomendadas para su control incluyen la desinfección de perreras con cloro, en una dilución de 750 ml por cada galón de agua. Este tratamiento no mata los huevos de *T. canis*, pero permite que se les desprenda la capa externa pegajosa, facilitando su remoción. Además, el suelo contaminado debe ser removido y reemplazado por suelo o grava limpios periódicamente, como lo señalan Soulsby (1987), Bowman (1992), Georgi y Georgi (1992) y Lindsay y Blagburn (1995). Se obtienen mejores resultados cuando si el perro se desplaza en piso de concreto o asfalto.

En el Cuadro 10 se presenta la probabilidad de ocurrencia de huevos de *T. canis* en parques, al considerar simultáneamente el ingreso y la escolaridad del sector social que corresponde a cada uno de ellos.

Cuadro 10. Distribución de frecuencias para huevos de *T. canis* en parques de la ciudad de Mexicali, según ingreso y escolaridad del sector.

Ingreso <sup>b</sup>	Escolaridad										
	n	Secundaria			Preparatoria			Universidad			P.O.
		(+)	(-)	P.O. <sup>a/</sup>	(+)	(-)	P.O.	(+)	(-)	P.O.	
Alto	6	0	0	0	4	0	12.9	2	0	6.5	19.4
Medio	18	0	1	0	10	7	32.3	0	0	0	32.3
Bajo	7	3	4	9.6	0	0	0	0	0	0	9.6
<b>Total</b>	<b>31</b>	<b>3</b>	<b>5</b>	<b>9.6</b>	<b>14</b>	<b>7</b>	<b>45.2</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>6.5</b>	<b>61.3</b>

<sup>a/</sup> P.O.: Probabilidad de ocurrencia referido al total de parques.

<sup>b/</sup> Alto: >50% de la población del sector recibe > 5 salarios mínimos

Medio: 25 al 50% de la población del sector recibe > 5 salarios mínimos

Bajo: < 25% de la población del sector recibe > 5 salarios mínimos

Se observaron altos valores de probabilidad de ocurrencia de huevos de *T. canis* en parques pertenecientes a sectores con una escolaridad promedio de nivel medio superior y de ingreso medio. Además, en general, parques ubicados en sectores donde la mayoría de sus habitantes han asistido a la universidad, la probabilidad de ocurrencia a huevos de *T. canis* fue menor (6.5%).

Los propietarios deben estar conscientes de que sus perros reciban atención preventiva y de control de parasitosis, cuando menos cada tres meses, como una estrategia para que las poblaciones de huevos de *T. canis* presentes en parques disminuyan y reducir los factores de riesgo para los niños que juegan o asisten a ellos.

## CONCLUSIONES

Estableciendo arbitrariamente un valor de 12.5% como punto de corte para muestras seropositivas, la seroprevalencia a *larva migrans* de *T. canis*, fue mayor en muestras provenientes de perros del Centro Antirrábico con 83%, seguida por muestras de perros atendidos en clínicas veterinarias con 54.1%, mientras que para niños, dicho valor fue el menor con solo el 8.1% de seroprevalencia al parásito.

En muestras de perros atendidos en clínicas veterinarias, no se observaron diferencias para los valores de seroprevalencia entre sexos, mientras que la seroprevalencia en perros del Centro Antirrábico los machos presentaron valores de seroprevalencia mas elevados que en las muestras de suero de hembras.

Los valores de seroprevalencia fueron mayores en perros de talla mediana y grande que para sujetos de talla chica independientemente de su procedencia, lo que sugiere que la talla puede influir en la presencia de la toxocarosis por *larva migrans*.

Los valores de seroprevalencia fueron diferentes por la edad ya que muestras de perros mayores de 1 año de edad mostraron valores de seroprevalencia mas elevados a toxocarosis que aquellos con edad menor o igual a 1 año, independientemente de provenir de clínicas veterinarias o del Centro Antirrábico.

Factores de riesgo asociados a la detección de sueros positivos de *larva migrans* de *T. canis* fueron el número de perros presentes en el hogar y el movimiento de perros entre el hogar y la calle.

El factor movimiento de perros entre el hogar y la calle, ajustado por los otros factores presentes en el modelo de regresión logística, significó 2.42 veces mas riesgo de resultar positivos a *larva migrans* de *T. canis* a los perros que estuvieron dentro del hogar y sin contacto con perros callejeros. Un mayor número de perros presentes en el hogar significa el doble de riesgo para la presentación de casos positivos a *larva migrans* en comparación con la presencia de un solo perro en el hogar.

No se observaron diferencias entre la seroprevalencia de niños del IMSS, por efecto del sexo o edad de los niños, sin embargo, se observaron diferencias

importantes entre los grupos de edad para el sexo femenino, siendo de mayor seroprevalencia las niñas de 7 a 9 años.

Aunque la seroprevalencia fue mayor en familias sin perros en el hogar, ambos grupos presentan la misma probabilidad de riesgo de contraer esta parasitosis

Ninguno de los factores de riesgo considerados (el tamaño de la familia, posesión de perros, la desparasitación, sitio donde vive el perro, tipo de patio, desplazamiento de perros entre la casa y la vía pública y la asistencia del niño a parques) mostraron asociación a la presencia de *larva migrans* en niños.

Es importante instrumentar como medidas preventivas básicas, el control de acceso de caninos a parques públicos, así como el desarrollo de campañas de concientización dirigidas a los propietarios informando sobre el manejo adecuado de las heces de mascotas que pasean en estos lugares públicos y la necesidad de comprender la importancia de realizar desparasitaciones periódicas de las mascotas.

## LITERATURA CITADA

- Acha, P.y B. Szyfres. 1986. Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al  
Acha, P.y B. Szyfres. 1986. Zoonosis y Enfermedades Transmisibles  
Comunes al Hombre y a los Animales. (2da. Ed.). Organización  
Panamericana de la Salud, E.U.A.
- Ajayi, O. O., D. D. Duhlińska, S. M. Agwale, M. Njoku. 2000. Frequency of Human  
Toxocarosis in Jos, Plateau State, Nigeria. Memorias do Instituto Oswaldo  
Cruz. Vol. 95(2): 147-149, Mar./Apr.2000
- Averbeck, G.A., J.A. Vanek y B.E. Stromberg. 1995. Differentiation of *Baylisascaris*  
*species*, *Toxocara canis*, and *Toxascaris leonina* infections in dogs.  
Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian.  
Florida, E.U. 17 (4):475
- Blagburn, B. L., D.S. Lindsay, J.L. Vaughan, N.S. Rippey, J.C. Wright, D.I. Hepler,  
R.C. Lynn, W.J. Kelch y G.C. Ritchie. 1996. Prevalence of canine parasites  
based on fecal flotation. Compendium on Continuing Education for the  
Practicing Veterinarian. Florida, E.U. A. 18 (5): 483
- Blagburn, B. L. 2001. Prevalence of Canine and Feline Parasites in the United  
States. Compendium on Continuing Education for Practicing Veterinarian.  
Florida. E.U.A. Vol. 23 No. 6(A), 2001 p. 5-10
- Bowman, D. 1992. Antihelmintic for dogs and cats effective against nematodes and  
cestodes. Compendium on Continuing Education for the Practicing  
Veterinarian. Florida. E.U.A. 14 (5): 597
- Canese, A., M. E. Orué, M. L. Paciello y F. Rodríguez. 1999. Huevos infectivos de  
*Toxocara* en el suelo de la ciudad de Asunción, Paraguay. Revista Paraguaya  
de Microbiología. Paraguay. 19 (1)
- Chusid, M.J.1999. Pediatric allergy and immunology. Eosinophilia in childhood.  
Immunology and Allergy Clinics of North America. W. B. Saunders Company.  
E.U.A. Vol. 19 (2).
- Cruz, M. I., E. Romero, A. Acevedo y J. Lecumberry. 1993. Estudio comparativo de  
las parasitosis entéricas en las diferentes razas de perros diagnosticados en  
el departamento de parasitología. Veterinaria México. Facultad de Medicina  
Veterinaria y Zootecnia-UNAM. México. Vol. 24 (4): 335
- Daniel, W. W. 2002. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud.  
(4a. Ed.) Editorial Limusa, S.A. de C. V. Grupo Noriega Editores. México, D.F.

- Devore, J. y R. Peck. 2001. Statistics. The Exploration and Analysis of Data. (4a. Ed.) Duxbury-Thomson. Estados Unidos.
- Díez, P., N. Díez y M. P. Morrondo. 1999. Nematodosis: toxocarosis, toxoscariosis, ancilostomatidosis, tricuriasis, estrongiloidosis, espirocercosis y olunanosis. Parasitología Veterinaria. McGraw-Hill-Interamericana. España.
- Georgi, J.R., y M. E. Georgi. 1992. Canine Clinical Parasitology. Lea & Febiger, E.U.A.
- Glaser et al. C., P. Lewis, y S. Wong. 2000. Pet-, Animal-, and Vector-borne Infections. Pediatrics in Review. American Academy of Pediatrics. E.U.A. Vol. 21 (7)
- Grencis, R.K., y E.S. Cooper. 1996. Parasitic diseases of the liver and intestines. Gastroenterology Clinics. W. B. Saunders Company. Inglaterra. 25 (3).
- Guerrero, C.M. 2000. Zoonosis parasitarias en México. UNAM. Memorias, México. p 81
- Hall, E.J. 1999. Clinical laboratory evaluation of small intestinal function. The Veterinary Clinics Of North America: Small animal practice. W. B. Saunders Company. E.U.A. 29 (2): 441
- Hall, E.J. 1990. Gastric motility in dogs. Part II. Disorders of gastric motility. Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian. 12 (10): 1373
- Helwigh, A. B., P. Lind y P. Nansen. 1999. Visceral *larva migrans*: migratory pattern of *T. canis* in pigs. International Journal for Parasitology. Australia. 29 (1999) 559-565
- Herry, I., B. Philippe, C. Hennequin, C. Danel, C. Lejeunne, y G. Meyer. 1997. Acute Life-Threatening Toxocaral Tamponade. Chest. The American College of Chest Physicians. E.U.A. Vol. 112 (6)
- Huh, S. 2002. Toxocarosis. E-Medicine.com, Inc. <http://www.emedicine.com/ped/topic2293.htm>
- IVD, Research Inc. 2002. Toxocara Microwell Serum ELISA. Directions For Use For In Vitro Diagnostic Use. Carlsbad, Ca.
- Jiménez, B.E., G. Salgado, L. P. Castro y N. Cabirol. 2000. Eye and Visceral Organs Parasites. Laboratorio de Microbiología, Grupo Tratamiento y Reúso. Coordinación de Bioprocesos Ambientales. Intituto de Ingeniería. UNAM, México, D.F.

- Kaushik, S.P., M. Hurwitz, C. McDonald, y P. Pavli. 1997. *T. canis* infection and granulomatous hepatitis. American Journal of Gastroenterology. Australia. 92 (7)
- Kazacos, K. 2000. Protecting children from helminthic zoonoses. Veterinary Medicine. Kansas, E.U. Marzo. p 2
- Lawrence, T., P. M. Schantz y R. H. Cypess. 1979. Canine and Human Toxocarosis: Review of Transmission, Pathogenesis, and Clinical Disease. Journal of the American Veterinary Medical Association. E.U.A. p 1265
- Laufer, M. 2002. Toxocarosis. E-Medicne.com, Inc. <http://www.emedicine.com/ped/topic2270.htm>
- Lindsay D.S. y B.L. Blagburn. 1995. Practical treatment and control of infections caused by canine gastrointestinal parasites. Veterinary Medicine. Mayo. p 441
- Luna, D. 1981. Estudio parasitológico realizado en los perros sacrificados en el Centro Antirrábico de Mexicali, Baja California, durante los meses de mayo y junio de 1981. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Baja California.
- MacPherson, D.W. 1999. Intestinal parasites in returned travelers. Medical Clinics of North America. W. B. Saunders Company. Canadá. 83 (4)
- Martínez, B. I., Q. M. Gutiérrez, P. A. M. Fernández, L. M. J. Pérez, T. O. Vázquez y Y. Y. García. 1997. Reactividad serológica a un antígeno de *Toxocara canis* en una población escolar. Rev Mex de Patol Clínica 1997; 44 (2): 85-89
- Martínez, B.I., A. Fernández, O. Vázquez y A. Ruíz. 1998. Frecuencia de *Toxocara canis* en perros y áreas verdes del sur de la ciudad de México, Distrito Federal. Veterinaria México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia-UNAM. México. 29 (3): 239
- Overgaauw, P.A. 1997. Aspects of *Toxocara* epidemiology: toxocarosis in dogs and cats. Critical Reviews in Microbiology. Holanda. 23 (3)
- Overgaauw, P.A. y J.H. Boersema. 1998. Nematode infections in dogs breeding kennels in The Netherlands, with special reference to *Toxocara*. Veterinary Quarterly. Holanda. 20 (1)
- Quiroz, H. 1999. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. Editorial Limusa, México.

- Pitetti, R. D. 2001. Visceral *larva migrans*. E-Medicne.com, Inc. <http://www.emedicine.com/ped/topic2407.htm>
- 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. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. Vol. 95(3): 281-285, May/Jun. 2000
- Ridley, R.K. y M.W. Dryden. 1994. Epidemiology and control of helminth parasites in Greyhound breeding farms. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*. Florida, E.U. A. 16 (5)
- Rodríguez, V. M. 1978. Estudio bibliográfico de la parasitología en perros, gatos, aves, conejos, ratones y animales de zoológico en México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, México.
- SAS. 1990. SAS/STAT User's Guide, Version 6, Fourth Edition, Vol 1 and 2. SAS Institute Inc. Cary, NC
- Saulsbury, F.T. 1999. Henoch-Schonlein Purpura in Children. *Medicine*. E.U.A. 78 (6) <http://www.mdconsult.com/das/journal/view/N/11098039>
- Schantz, P.M. 1994. Public Veterinary Medicine: Public Health of Worms, Dogs, and Human Host: Continuing Challenges for Veterinarians in Prevention of Human Disease. *JAVMA*, Vol. 204, No. 7, April 1, 1994. p. 1023-1028
- Soulsby, E.J.L. 1987. *Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos*. (7ª. Ed.). Editorial Interamericana, México.
- Taranto, N.J., L. Passamonte, R. Marinconz, M.C. de Marzi, S.P. Cajal y E.L. Malchiodi. 2000. Zoonotic parasitosis transmitted by dogs in Chaco Salteno, Argentina. *Medicina*. Argentina. 60 (2)
- Thienpont, D., F. Rochette y O.F.J. Vanparijis. 1985. Diagnostico de las Helmintiasis por Medio del Examen Coprológico. Janssen Research Foundation, Bélgica.
- Walker, G. A. 1997. *Common Statistical Methods for Clinical Research*. SAS Institute Inc. Estados Unidos.

## **ANEXOS**

## REACTIVOS DE ELISA-*T. canis* (IVD Research, Inc.) PARA ADAPTARSE EN PERROS

El único reactivo que fue cambiado del kit original fue el Conjugado enzimático. Se usó un Conjugado Peroxidasa Anti-Dog IgG (molécula entera) de conejo, de SIGMA Biochemical and Reagents, número de catálogo A 6792 usando un factor de dilución de 1:1000.

La dilución buferada, el tiempo de incubación, la solución de lavado, el conjugado enzimático, el cromógeno y la solución detenedora fueron usados de acuerdo al protocolo del fabricante de las pruebas.

El factor de dilución para el conjugado enzimático empieza de 1:1000 a 1:15000. El factor de dilución para suero de perro empieza de 1:10 a 1:50 siguiendo este procedimiento.

		→														
		1:1000		1:2000		1:4000		1:8000		1:10000		1:15000		Dilución		
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12			
<b>Suero positivo</b>	E														1:10	↓
	F														1:20	
	G														1:40	
	H														1:50	
<b>Suero negativo</b>	E														1:10	↓
	F														1:20	
	G														1:40	
	H														1:50	

El suero control positivo fue obtenido de una mezcla de 8 diferentes sueros de perros positivos al examen coprológico a *Toxocara canis*. El suero control negativo fue el mismo contenido en el kit. La dilución final de trabajo para el suero de perro fue 1:20 y el conjugado enzimático 1:1000.

**REPORTE DE ESTANDARIZACION DE  
ELISA-*T. canis* (IVD Research, Inc.)  
ADAPTADO PARA PERROS**

Kit utilizado: *Toxocara canis*, IVD Research Inc.

Suero control positivo: 1:20 de perros positivos al examen coprológico a *T. canis*.

Suero control negativo: contenido en el kit.

Conjugado: 1:1000 Anti-Dog IgG (whole molecule) Peroxidase Conjugate from Rabbit, SIGMA Biochemical and Reagents.

Operador: Francisco Monge

**Conjugado enzimático a 1:1 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	1.625	0.058
1:20	1.053	0.070
1:40	0.730	0.063
1:50	0.621	0.058

**Conjugado enzimático a 1:2 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	1.055	0.056
1:20	0.813	0.074
1:40	0.470	0.058
1:50	0.377	0.058

**Conjugado enzimático a 1:4 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	0.654	0.058
1:20	0.430	0.067
1:40	0.253	0.054
1:50	0.227	0.059

**Conjugado enzimático a 1:8 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	0.374	0.058
1:20	0.279	0.068
1:40	0.151	0.056
1:50	0.150	0.055

**Conjugado enzimático a 1:10 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	0.157	0.062
1:20	0.119	0.064
1:40	0.078	0.057
1:50	0.088	0.054

**Conjugado enzimático a 1:15 000**

Dilución del suero	Ø O.D. Control Positivo	Ø O.D. Control Negativo
1:10	0.190	0.067
1:20	0.191	0.080
1:40	0.115	0.072
1:50	0.117	0.073

**COMPORTAMIENTO DEL SUERO CONTROL DE REFERENCIA  
(Corrido en duplicado)**

***Toxocara canis.* Clínicas veterinarias.**

**Platos= 8.**

**Muestras: 352.**

Ø O.D. Control Positivo	1.010
Desviación estándar	0.048
Ø O.D. Control Negativo	0.064
Desviación estándar	0.022
Razón POS/NEG	15.8

***Toxocara canis.* Centro Antirrábico.**

**Platos=6.**

**Muestras: 264**

Ø O.D. Control Positivo	1.424
Desviación estándar	0.200
Ø O.D. Control Negativo	0.057
Desviación estándar	0.015
Razón POS/NEG	25.0

Se corrieron dos platos para un total de 96 muestras de suero de perro seleccionados aleatoriamente para detectar las reacciones mas altas para ser utilizados como Controles positivos de referencia.

Muestra	Ø O.D. Control POS	Desviación estándar	Ø O.D. Control NEG	Desviación estándar
(a) Centro Antirrábico n= 264	1.424	0.200	0.057	0.015
(b) Clínicas veterinarias n= 352	1.010	0.048	0.064	0.022
(c) IMSS n= 344	3.000	0.001	0.180	0.095

(a) Razón POS/NEG = 24.98

(b) Razón POS/NEG = 15.78

(c) Razón POS/NEG = 16.66



**FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA HELMINTIASIS  
GASTROENTERICA CANINA DE IMPORTANCIA  
ZOOTICA EN MEXICALI, B.C.**

**CUESTIONARIO I**

Fecha: (día/mes/año)	
No. de afiliación:	
Colonia:	
Edad:	
Sexo:	
<b>Motivo de la consulta:</b>	
<b>Antecedentes de parasitosis:</b>	
No. de miembros en la familia:	
No. de miembros < 12 años:	
No. de mascotas en el hogar:	
Perros:	
Gatos:	
Otros (especifique):	
<b>Fecha de la última desparasitación del perro:</b>	
Cada cuántos meses desparasita a su perro:	
El perro vive dentro de la casa:	
El perro vive en el patio de la casa:	
El perro vive en la casa y en el patio:	
<b>El patio de la casa es:</b>	
Con tierra:	
Con pasto:	
Totalmente de cemento:	
<b>Sale el perro a calle:</b>	
Entran perros ajenos a su patio :	
<b>Asiste el niño a parques públicos:</b>	
1 a 4 veces al mes:	
Cada 2 a 5 meses:	
Cada 6 a 11 meses:	
Cada año o más:	

**NOMBRE DEL ENCUESTADOR:** \_\_\_\_\_

**NUMERO DE MUESTREO:** \_\_\_\_\_



**FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA HELMINTIASIS  
GASTROENTERICA CANINA DE IMPORTANCIA  
ZOOTICA EN MEXICALI, B.C.**

**CUESTIONARIO II**

Fecha: (día/mes/año)	
Nombre de la clínica o consultorio:	
Colonia donde proviene el perro:	
Nombre del perro:	
Edad:	
Sexo:	
Talla: (chico, mediano, grande)	
Nombre del propietario:	
No. de miembros en la familia:	
No. de miembros < 12 años:	
<b>No. de mascotas en el hogar:</b>	
Perros:	
Gatos:	
Otros (especifique):	
<b>Fecha de la última desparasitación del perro:</b>	
Cada cuántos meses desparasita a su perro:	
Nombre del desparasitante:	
El perro vive dentro de la casa:	
El perro vive en el patio de la casa:	
El perro vive en la casa y en el patio:	
<b>El patio de la casa es:</b>	
Con tierra:	
Con pasto:	
Totalmente de cemento:	
<b>Sale el perro a calle:</b>	
<b>Entran perros ajenos a su patio :</b>	

**NOMBRE DEL ENCUESTADOR:** \_\_\_\_\_

**NUMERO DE MUESTREO:** \_\_\_\_\_



**FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA HELMINTIASIS  
GASTROENTERICA CANINA DE IMPORTANCIA  
ZOOTICA EN MEXICALI, B.C.**

**CUESTIONARIO III**

Fecha: (día/mes/año)	
Procedencia:	
Edad:	
Sexo:	
Talla: (chico, mediano, grande)	

**NOMBRE DEL ENCUESTADOR:** \_\_\_\_\_

**NUMERO DE MUESTREO:** \_\_\_\_\_ .

## LISTA DE CLÍNICAS ENCUESTADAS

CLAVE	NOMBRE DE LA CLÍNICA
1	VETLAB
2	SABUESO
3	VETERINARIA "L"
4	GRANERO PRO HOGAR
5	MEXICALI TODOS HERMANOS
6	DR. MINERO
7	VET CANNES
8	VETERINARIA CACHANILLA
9	MUNDO DE MASCOTAS (DR. AGRAMONT)
10	VETERINARIA ALPHA
11	EL "JUNIOR" (DR. AGRAMONT)
12	LA CASA DE LA MASCOTA
13	ARCA DE NOE
14	VETERINARIA DON KIKI
15	VETERINARIA SALUD ANIMAL
16	DRA. MAGDA NUÑO
17	COMERCIAL VETERINARIA
18	DRA. ANA BERTHA LÓPEZ
19	SERVICIOS VETERINARIOS PROFESIONALES VV
20	VETERINARIA VALLADOLID
21	EL PESEBRE
22	DR. GERARDO DÍAZ
23	DR. GALLARDO
24	HOSPITAL VETERINARIO DE PEQUEÑAS ESPECIES
25	VETERINARIA TUCAN
26	GRANERO DEL NORTE
27	SERVICIOS VETERINARIOS PROFESIONALES PN
28	VETERINARIA T.J.
29	VETERINARIA BOBY
30	DR. ACOSTA
31	HOSPITAL CENTRAL VETERINARIO
32	DRA. ZAIDA MURRIETA
33	MG

Cuadro 12. Probabilidad de ocurrencia de huevos de *T. canis* en los parques de la ciudad de Mexicali.

<b>Nombre del parque</b>	<b>n</b>	<b>muestras positivas</b>	<b>% por parque</b>
Hidalgo	10	1	10.0
Cri-Cri	10	2	20.0
Cancha	10	0	0.0
Plaza del Mariachi	10	0	0.0
Heroes de Chapultepec	10	2	20.0
Sansón Flores	10	0	0.0
Carvajal	10	0	0.0
Villafontana-Nápoles	10	3	30.0
Las Hadas	10	0	0.0
Jardines del Valle	10	1	10.0
Santa Rosalía	10	0	0.0
Lázaro Cárdenas	10	4	40.0
Jardines del Lago	10	4	40.0
Anáhuac	10	4	40.0
Periférico-Colón	10	2	20.0
San Marcos	10	1	10.0
Garitón	10	0	0.0
Bosque de la Ciudad	10	1	10.0
Checoslovaquia	10	2	20.0
Fracc. Reforma	10	1	10.0
Villa Encantada	10	1	10.0
Las Flores	10	2	20.0
Santa Mónica	10	0	0.0
Villas del Rey	10	1	10.0
Universidad	10	0	0.0
INFONAVIT	10	1	10.0
Rosaura Zapata	10	0	0.0
Villanova	10	4	40.0
Ciudad Deportiva	10	1	10.0
Villa Aventura	10	0	0.0
Islas Bahamas	10	4	40.0
Vicente Guerrero	10	0	0.0

Cuadro 13. Exámenes parasitológicos de los parques positivos a presencia de huevos de *T. canis* en la ciudad de Mexicali.

<b>Nombre del parque</b>	<b>resultados parasitológicos</b>
Hidalgo	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp
Cri-Cri	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp
Heroes de Chapultepec	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp
Villafontana-Nápoles	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp
Lázaro Cárdenas	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp
Jardines del Valle	<i>T. canis</i> + <i>Strongyloides</i> spp + <i>Dipylidium caninum</i>
Periférico-Colón	<i>T. canis</i> + <i>Taenia</i> spp
Anáhuac	<i>T. canis</i> + <i>Taenia</i> spp + <i>Dipylidium caninum</i>
Jardines del Lago	<i>T. canis</i>
San Marcos	<i>T. canis</i>
Bosque de la Ciudad	<i>T. canis</i>
Checoslovaquia	<i>T. canis</i>
Fracc. Reforma	<i>T. canis</i>
Villa Encantada	<i>T. canis</i>
Las Flores	<i>T. canis</i>
Villas del Rey	<i>T. canis</i>
INFONAVIT	<i>T. canis</i>
Villanova	<i>T. canis</i>
Ciudad Deportiva	<i>T. canis</i>
Islas Bahamas	<i>T. canis</i>

Cuadro 14. Exámenes parasitológicos de los parques negativos a presencia de huevos de *T. canis* en la ciudad de Mexicali.

<b>Nombre del parque</b>	<b>muestras positivas</b>
Cancha	<i>Strongyloides</i> spp
Carbajal	<i>Strongyloides</i> spp
Las Hadas	<i>Strongyloides</i> spp
Santa Rosalía	<i>Strongyloides</i> spp
Plaza del Mariachi	<i>Taenia</i> spp
Sansón Flores	negativo
Garitón	negativo
Santa Mónica	negativo
Universidad	negativo
Rosaura Zapata	negativo
Villa Aventura	negativo
Vicente Guerrero	negativo