



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN**

---

---

**Transmisión de larvas de *Toxocara canis* a ratas a partir de materia fecal  
de cucarachas *Blattella germanica* infectadas experimentalmente.**

**T e s i s**

Que para obtener el título de:  
**Médico Veterinario Zootecnista**

Presenta:  
**Anahí Aidee González Flores**

Asesor: Dr. Fernando Alba Hurtado



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN  
SECRETARÍA GENERAL  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTO APROBATORIO

M. en C. JORGE ALFREDO CUÉLLAR ORDAZ  
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN  
PRESENTE

ATN: I.A. LAURA MARGARITA CORTAZAR FIGUEROA  
Jefa del Departamento de Exámenes Profesionales  
de la FES Cuautitlán.

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos comunicar a usted que revisamos el: Trabajo de Tesis

Transmisión de larvas de toxocara canis a ratas a partir de materia fecal de cucarachas Blatella germanica infectadas experimentalmente.

Que presenta la pasante: ANAHI AIDEE GONZÁLEZ FLORES  
Con número de cuenta: 40808458-9 para obtener el Título de la carrera: Medicina Veterinaria y Zootecnia

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE  
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"  
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 13 de noviembre de 2018.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
<b>PRESIDENTE</b>	M.V.Z. Gloria Josefina Ortiz Gasca	
<b>VOCAL</b>	Dr. Fernando Alba Hurtado	
<b>SECRETARIO</b>	M. en C. Crisóforo Mercado Márquez	
<b>1er. SUPLENTE</b>	Dr. Marco Antonio Muñoz Guzmán	
<b>2do. SUPLENTE</b>	M.V.Z. Miriam Hernández Mendoza	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

## DEDICATORIA

*A Jehová*

*Por darme la vida, por ser mi fortaleza y estar conmigo siempre. Por darme sabiduría y  
perspicacia para ayudar a mis pacientes.*

*A mis padres*

*Por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, en toda mi educación, tanto académica como  
en la vida, por su incondicional apoyo.*

*A mis Abuelos*

*Por ser tan dedicados y luchadores por su familia, por haber dado todo por los que aman,  
fueron mi inspiración y fuerza para despertar cada día con ganas de alcanzar el éxito y  
luchar por mis metas. Espero enorgulleclos, y lamento haberme tardado tanto, quisiera que  
los cuatro estuviesen aquí.*

*Al Dr. Patrocinio Cruz Arellano*

*Por la gran calidad humana que tiene, por brindarme su apoyo, conocimiento y valores. Por  
ser el mejor ejemplo que puedo tener en esta maravillosa profesión.*

*A Mario Hernández*

*Por estar en cada decisión que tomo, su paciencia y entrega para conmigo, por su compañía y  
ayuda durante todo este trabajo, y todo el tiempo que llevamos juntos.*

*A mis niños*

*En especial a ti mi querido Meitl, estarás siempre en mi mente y corazón, es por ti elegí esta  
carrera y en cada paciente al que ayude tu estarás allí, te extraño.*

*A mis amigos*

*A Marina Dorantes, Carmen Castro, la señora Betty, Maritza y su Mamá, Eduardo y su Mama, Beto, Laura, Pancho, Edgar rojas , Maribel, y a todas las personas que han confiado en mí y me han dado su apoyo y cariño incondicional, gracias a ustedes logre continuar mis estudios y hacer realidad mi consultorio.*

*Al Dr. Rogelio Méndez*

*Que me brindó la oportunidad de aprender y de crecer profesionalmente. Gracias por haberme permitido ser parte de su equipo de trabajo, usted es parte fundamental de que lograra terminar mis estudios.*

## AGRADECIMIENTOS

A todos los profesores que me apoyaron durante mi formación académica.

.

Al Dr. Fernando Alba Hurtado por su asesoramiento, paciencia y sobre todo el conocimiento que me brindo.

A la Doctora Tabata González por su amistad, las oportunidades que nos ha brindado y por permitirme ser parte de su proyecto de tesis.

Al Dr. Hussein Sánchez Arroyo del Colegio de Posgraduados por la donación de la cepa de *B. germanica*.

Al encargado de la Unidad de Aislamiento y Bioterio de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán el M. en C. Crisóforo Mercado Márquez.

Al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT), por financiar el proyecto IN222316.

Este proyecto fue revisado y aprobado por el CICUAE-FESC C 17\_01.

# INDICE

INDICE DE FIGURAS	III
INDICE DE CUADROS	IV
ABREVIATURAS	V
1. RESUMEN	VI
2. INTRODUCCIÓN	1
2.1 TOXOCARIOSIS	1
2.2 MORFOLOGÍA DE <i>Toxocara canis</i>	1
2.3 CICLO BIOLÓGICO DE <i>Toxocara canis</i>	3
2.4 EPIDEMIOLOGÍA	7
2.5 PATOGENIA	9
2.6 SIGNOS CLÍNICOS	10
2.7 CONTROL DE <i>Toxocara canis</i>	10
2.8 DIAGNÓSTICO	11
2.9 CUCARACHAS	12
2.10 MORFOLOGÍA DE <i>B. germanica</i>	12
HUEVO.	15
NINFA	16
ADULTOS.	16
2.16 COMPORTAMIENTO Y HÁBITOS ALIMENTICIOS.	17
2.17 IMPORTANCIA EN SALUD PÚBLICA	17
3. JUSTIFICACIÓN	19
4. HIPÓTESIS	20
5. OBJETIVO GENERAL	21
5.1 OBJETIVOS PARTICULARES	21
6. MATERIAL Y MÉTODOS	22
6.1 ANIMALES EXPERIMENTALES	22
6.2 OBTENCIÓN Y CULTIVO DE HUEVOS DE <i>Toxocara canis</i>	22
6.3 OBTENCIÓN DE ANTÍGENOS DE SECRECIÓN-EXCRECIÓN DE <i>Toxocara canis</i> (Ag-SETc)	23

6.4 ELISA	23
6.5 DISEÑO EXPERIMENTAL DE INFECCIONES DE CUCARACHAS <i>Blattella germanica</i> .	24
6.6 DISEÑO EXPERIMENTAL DE INFECCIONES EN RATAS	24
6.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	25
7. RESULTADOS	27
8. DISCUSIÓN	32
9. CONCLUSIONES	34
10. BIBLIOGRAFÍA	35

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.-</b> Adultos de <i>Toxocara canis</i> ; a) Hembra y macho; b) Microscopia de barrido de porción anterior.....	2
<b>Figura 2.-</b> a) Huevo de <i>T. canis</i> ; b) Larva de <i>T. canis</i> .....	2
<b>Figura 3 -</b> Ciclo biológico de <i>Toxocara canis</i> .....	6
<b>Figura 4.-</b> Esquema con las diferentes partes de la cabeza de <i>Blattella germanica</i> .....	13
<b>Figura 5.-</b> Representación de las partes del tórax de <i>Blattella germanica</i> .....	13
<b>Figura 6.-</b> Partes de miembro anterior de <i>Blattella germanica</i> .....	14
<b>Figura 7.-</b> Hembra de <i>Blattella germanica</i> con ooteca.....	16
<b>Figura 8.-</b> Adultos de <i>Blattella germanica</i> ; a) Macho b) hembra.....	17
<b>Figura 9.-</b> Media $\pm$ desviación estándar de diferentes estructuras parasitarias eliminadas en heces de <i>Blattella germanica</i> a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de <i>T. canis</i> .....	27
<b>Figura 10.-</b> Numero de larvas recuperadas en órganos de ratas infectadas con heces de <i>Blattella germanica</i> eliminadas a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de <i>T. canis</i> (Media $\pm$ Error Estándar).....	29
<b>Figura 11.-</b> Porcentajes de absorbancia, niveles de anticuerpos séricos anti-AgSETc tomados a distintos días pos-infección de ratas infectas con huevos larvados de <i>T. canis</i> .....	31

## INDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1. Frecuencia</b> de <i>Toxocara canis</i> en perros y gatos de diferentes lugares del mundo.....	7
<b>Cuadro 2.</b> Prevalencia de huevos <i>Toxocara canis</i> en suelos en diferentes lugares del mundo.....	8
<b>Cuadro 3.</b> Seroprevalencia de toxocariosis humana en diversos países.....	9
<b>Cuadro 4.</b> Principales patógenos encontrados en cucarachas <i>Blattella germanica</i> .....	18
<b>Cuadro 5.-</b> Tratamiento aplicado a grupos de ratas con heces de <i>Blattella germánica</i> . PI= Post Inoculación.....	25
<b>Cuadro 6.-</b> Larvas recuperadas en órganos de ratas infectadas con heces de <i>Blattella germanica</i> eliminadas a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de <i>T. canis</i> (Media $\pm$ Error Estándar).....	28
<b>Cuadro 7.-</b> Porcentajes de absorbancia de niveles de anticuerpos séricos anti-AgSETc medidos en distintos días pos-infección de ratas infectas con heces de cucaracha <i>Blattella germanica</i> eliminadas a diferentes días pos-inoculación (Media $\pm$ Error Estándar). PI= Pos-infección.....	30

## ABREVIATURAS

<b>AgSETc</b>	Antígeno de secreciones-excreciones de <i>Toxocara canis</i>
<b>ASB</b>	Albúmina sérica bovina
<b>%Abs.</b>	Porcentaje de absorbancia
<b><i>B. germanica</i></b>	<i>Blattella germanica</i>
<b>°C</b>	Grados centígrados
<b>D.O.</b>	Densidad óptica
<b>ELISA</b>	Ensayo inmunoenzimático
<b>HLTC</b>	Huevos larvados de <i>Toxocara canis</i>
<b>L2</b>	Larva segundo estadio
<b>μL</b>	Microlitros
<b>μm</b>	Micrómetros
<b>mm</b>	Milímetros
<b>OPD</b>	O-fenilenodiamina
<b>PBS</b>	Solución salina amortiguadora con fosfatos
<b>pi.</b>	Post infección
<b>PI.</b>	Post inoculación
<b>rpm</b>	Revoluciones por minuto

## 1. RESUMEN

---

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la capacidad de las cucarachas *Blattella germanica* para eliminar huevos infectantes de *Toxocara canis* para un hospedero paraténico (ratas). En un primer experimento, 15 grupos (n=10) de cucarachas *Blattella germanica* se inocularon por vía oral con 140 a 150 huevos larvados de *T. canis* por cucaracha, diariamente se recolectó toda la materia fecal de las cucarachas y se contó el número de huevos larvados, larvas libres y cascarones en cada muestra. Las cucarachas eliminaron estructuras parasitarias durante los primeros 6 días pos-inoculación (PI). El mayor número de huevos larvados y cascarones ( $p<0.05$ ) se observó en los días 1 y 2 PI. Las cucarachas a las que se dio solo el vehículo (control negativo) no eliminaron ninguna estructura parasitaria.

En un segundo experimento se colectó diariamente por 10 días la materia fecal de 120 cucarachas inoculadas oralmente con huevos de *T. canis* (140-150 por cucaracha). Se administró por vía oral a 5 grupos (n=5) de ratas, 5 mg de materia fecal de cucarachas eliminada a los 1, 2, 3, 6 y 10 días PI, un sexto grupo recibió por vía oral 500 huevos larvados de *T. canis* (testigo positivo) y las ratas de otro grupo solo recibieron un placebo (testigo negativo). Por ELISA se midieron los títulos de anticuerpos anti-antígenos de secreciones y excreciones de *T. canis* (AgSETc) en todas las ratas los días 1, 7, 14, 21 pos-infección (pi). El día 21 (pi) se aplicó eutanasia a todas las ratas y se contó el número de larvas de cerebro, riñones, pulmones e hígado de cada rata. Se recuperaron larvas de *T. canis* en los órganos de las ratas que fueron infectadas con las heces de las cucarachas eliminadas a los 1, 2, 3 y 6 días PI. La mayor cantidad de larvas tisulares ( $p<0.05$ ) se recuperó cuando las ratas fueron infectadas con heces de cucaracha de un día PI. La infección de las ratas con heces *B. germanica* de 1, 2 y 3 días PI indujo un aumento de los anticuerpos séricos anti AgSETc los días 14 y 21 pi. En general el mayor aumento de anticuerpos ( $p<0.05$ ) se observó en ratas infectadas con heces de 1 y 2 días PI.

Los resultados de este trabajo muestran el establecimiento de infecciones en ratas a partir de heces de *B. germanica* que ingerieron huevos larvados de *T. canis*, lo que abre la

posibilidad de que las cucarachas puedan transmitir toxocariosis a una gran variedad de hospederos paraténicos, incluyendo al humano.

## **2. INTRODUCCIÓN**

---

### **2.1 TOXOCARIOSIS**

La toxocariosis es una infección parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies de nematodos del género *Toxocara*. Clínicamente se observa en cachorros, disturbios entéricos provocados por el estado adulto y alteraciones viscerales en hígado y pulmón provocadas por larvas migrantes. Diferentes mamíferos incluyendo al humano pueden actuar como hospedadores paraténicos (Magnaval et al., 2001).

### **2.2 MORFOLOGÍA DE *Toxocara canis***

Los gusanos adultos presentan un color blanco lechoso, los machos miden de 4 a 10 cm de largo por 2 a 2.5 mm de diámetro, en el extremo posterior terminan curvados hacia su parte ventral con dos pequeñas espículas. Las hembras miden de 5 a 18 cm de largo por 2.5 a 3 mm de diámetro, en el extremo posterior terminan en forma recta con punta roma, su vulva se abre en la región media del cuerpo; son ovíparas y producen una gran cantidad de huevos (figura 1a). En la parte anterior, ambos sexos presentan tres labios bien desarrollados. Cerca de los labios, a la altura del esófago tienen un par de aletas cervicales (figura 1b), lo que le da la apariencia de punta de flecha (Alba-Hurtado y Muñoz- Guzmán, 2011; Quiroz, 1990).

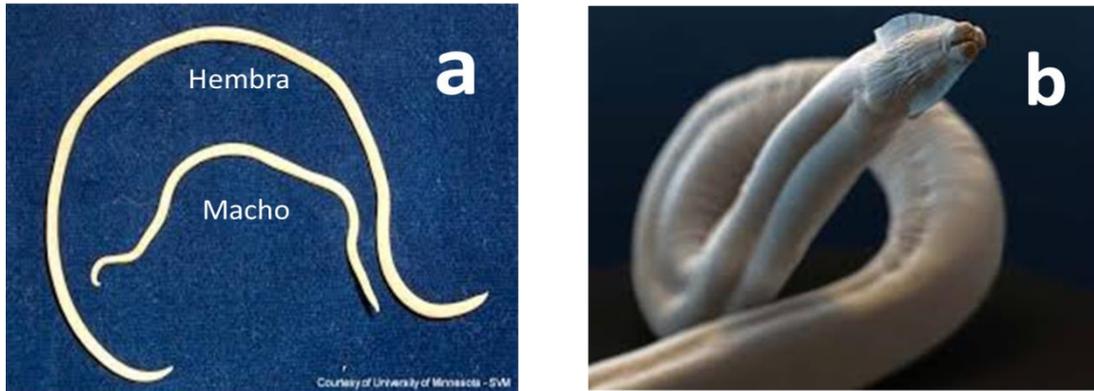


Figura 1.- Adultos de *Toxocara canis*; a) Hembra y macho; b) Microscopia de barrido de porción anterior (Marat, 2013).

Los huevos son esféricos, miden de 75 a 90  $\mu\text{m}$  y poseen una cubierta gruesa, finamente granulada y con tres capas concéntricas: albuminosa, quitinosa y lipídica (figura 2a). Son de color marrón oscuro, no segmentados y su contenido ocupa prácticamente todo el espacio interior (Alba-Hurtado, 2007; Cordero del Campillo et al., 1999).

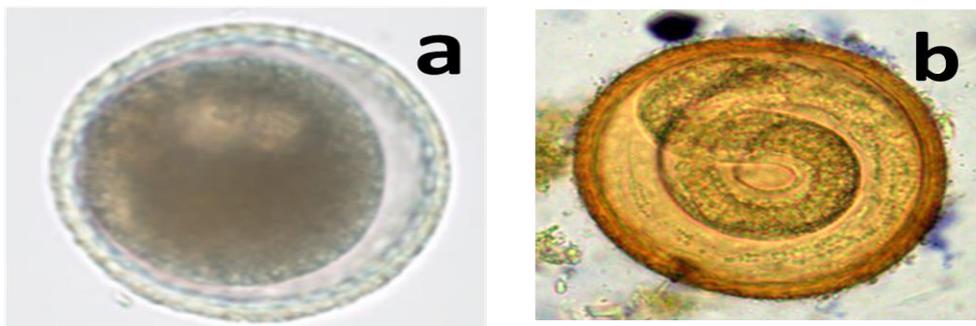


Figura 2.- a) Huevo de *T. canis* (Chávez- Güitrón, 2016); b) Huevo larvado de *T. canis* en fase 2 (Dr. Benjamín Noguera T, Depto. de Parasitología, ENCB-IPN)

Las larvas pasivas de segundo estadio (L2), son la fase infectante del parásito (Figura 2b). Las larvas fuera del huevo, presentan una longitud media de 360  $\mu\text{m}$  por 20  $\mu\text{m}$  de diámetro (Nichols, 1956). Tienen cutícula estriada y su cavidad bucal dorsalmente inclinada está rodeada por tres labios desarrollados, cuya función es la recolección de alimento y el anclaje de los tejidos durante la migración (Becerril, 2014).

### 2.3 CICLO BIOLÓGICO DE *Toxocara canis*

*T. canis* utiliza como hospedador definitivo a los perros, principalmente a los cachorros (Acha, 2003; Cordero del campillo et al., 1999). Las larvas pueden afectar a muchos mamíferos que actúan como hospederos paraténicos, los cuales cumplen un papel importante en su ciclo biológico. En estos hospederos las larvas de *T. canis* no completan su migración, más bien se dirigen a tejidos tales como cerebro, hígado, riñones o pulmón donde se enquistan permaneciendo viables hasta que el hospedador paraténico es consumido. Algunas especies que pueden participar como hospedadores paraténicos, son: humanos, ratones, ratas, pollos, borregos, ovejas, cerdos, palomas y lombrices (Quiroz, 1990).

*T. canis* en el hospedador definitivo presenta cuatro posibilidades de infección: directa, mediante la ingestión de huevos embrionados; placentaria o prenatal; galactógena (por la leche materna) y a través del consumo de hospederos paraténicos. (Cordero del campillo et al, 1999).

El ciclo biológico (figura 3) inicia con la eliminación de huevos en el excremento de cachorros parasitados, estos huevos son resistentes a las condiciones ambientales, sin embargo son susceptibles a la luz solar directa. El desarrollo de las larvas infectantes requiere de 9 a 11 días a 24°C y de 3 a 5 días a 30°C en presencia de oxígeno y humedad relativa del 75% (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

La infección ocurre cuando los perros u otro hospedador susceptible ingieren huevos larvados. Una vez que los huevos larvados llegan al duodeno eclosionan, y el segundo estadio larvario (L2) atraviesa la pared intestinal, hasta llegar a la circulación sanguínea y por la vena porta llegan al hígado dos días después. En el día 4 las larvas continúan su migración a los pulmones viajando por la vena cava, el lado derecho del corazón y la arteria pulmonar. A partir de este punto la ruta de migración y desarrollo de las larvas varía dependiendo de que el hospedador sea un perro joven o adulto, una hembra gestante o un hospedador paraténico (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

En perros adultos y hospedadores paraténico, las L2 que llegan a los pulmones, regresan al corazón y se distribuyen a través de la circulación sanguínea (migración somática) llegando principalmente a pulmones, hígado, riñones, cerebro, útero, glándula mamaria y músculo esquelético. Permaneciendo en estado de latencia como larvas somáticas infectantes por años, hasta que mueren y se calcifican (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

En perros jóvenes (cachorros de menos de 12 semanas), las L2 abandonan los capilares pulmonares, penetran alvéolos y migran por las vías respiratorias hasta la faringe, en donde son redegutidas (migración traqueal), mudando a larva 3 durante su paso por pulmones, tráquea y esófago. Las larvas permanecen un tiempo en estómago (hasta el día 10 pos-infección). Posteriormente pasan al duodeno en donde tras la muda al cuarto y quinto estadios (periodo de prepatencia) , se convierten en adultos sexualmente maduros entre los días 19 y 27 pos-infección, tras la cópula, eliminan huevos en la materia fecal entre la cuarta y quinta semana pos-infección (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

Los cachorros también se pueden infectar prenatalmente. Bajo la influencia de hormonas de la gestación como la prolactina las larvas somáticas infectantes en los tejidos de la perra gestante se reactivan y migran hacia la placenta y penetran a los fetos entre los días 42-43 de gestación. En el hígado fetal tiene lugar una muda, transformándose en larvas de tercer estadio, las cuales al nacer los cachorros migran a los pulmones en donde permanecen la primer semana de vida, la muda al cuarto estadio se da durante esta etapa o cuando la larva llega al estómago por migración traqueal. Al final de la segunda semana las larvas mudan al quinto estadio y se desarrollan rápidamente a adultos, por lo que la eliminación de huevos puede empezar en cachorros a los 15 días de edad. Por otro lado, en la perra gestante las larvas somáticas infectantes también pueden llegar al intestino y desarrollarse a fases adultas, pudiendo permanecer hasta 60 días eliminando huevos en la materia fecal, o bien las larvas pueden llegar a la glándula mamaria y eliminarse en el calostro y la leche, constituyendo otra fuente de infección muy importante para la camada (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

Las larvas somáticas infectantes en los hospederos paraténicos se pueden reactivar cuando estos son depredados y pueden realizar una nueva migración somática en un nuevo

hospedador paraténico. Si el depredador es un perro adulto las larvas somáticas infectantes del hospedador paraténico se desarrollan a adultos en la luz intestinal sin realizar una nueva migración somática. Estos adultos permanecen eliminando huevos por un tiempo breve en el intestino del perro adulto y posteriormente son eliminados en forma espontánea (Alba-Hurtado y Muñoz Guzmán, 2011).

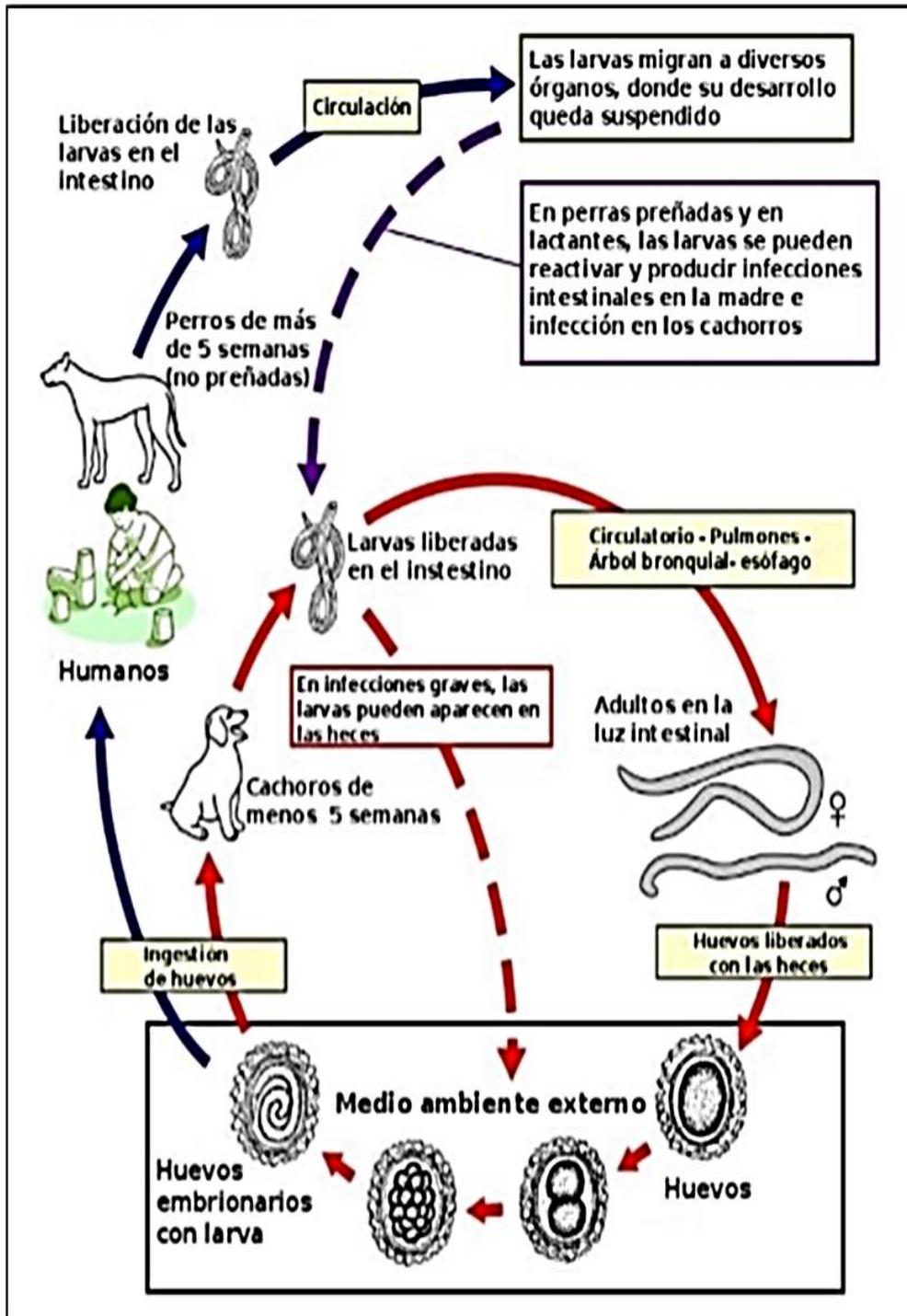


Figura 3.- Ciclo biológico de *Toxocara canis* (<http://www.dpd.cdc.gov/DPDx/>).

## 2.4 EPIDEMIOLOGÍA

*T. canis* es un nematodo cosmopolita, el cual por su alta incidencia y patogenicidad al humano, es un importante problema de salud pública (Schantz and Glickman, 1978; Despommier, 2003). Se ha descrito por varios autores la alta prevalencia de *T. canis* en perros (Cuadro 1). Esta alta prevalencia es causada por la eficacia de la transmisión prenatal, por la cual los cachorros nacen parasitados. Otro factor que influye en la prevalencia de este parásito es la resistencia que poseen los huevos de *T. canis* al medio, aunque para la evolución de la fase infectante requiere condiciones adecuadas de humedad, temperatura y oxígeno (Quiroz, 1990).

País	Tipo de muestra	% Positivo	Autor
Argentina	Heces Perro	42.00%	Radman et al, 2006
Brasil	Heces perro	26.60%	Lorenzini et al., 2006
Brasil	Heces gato	16%	Lorenzini et al., 2006
Chile	Heces perro	13.5%	Vargas et al., 2016
Cuba	Necropsia perro	19.73%	Hernández et al., 2007
E.U.A	Heces gato	5.1%	Foster et al., 2016
E.U.A	Heces perro	2.0%	Foster et al., 2016
India	Necropsia perro	1.4%	Keshaw et al., 2016
Inglaterra	Heces gato	26%	Wright, 2016
Inglaterra	Heces perro	5.30%	Wright, 2016
Italia	Heces perro	4%	Papini et al., 2012
México	Heces gatos	42.00%	Rodríguez et al., 2016
México	Necropsia perro	14.44%	encalada-mena et al., 2011
Venezuela	Heces perro	32%	Tortolero and perfetti, 2008

Cuadro 1. Frecuencia de *Toxocara canis* en perros y gatos de diferentes lugares del mundo.

Los humanos se contaminan por la ingestión de huevos larvados, la alta prevalencia en humanos se ha relacionado a la alta contaminación ambiental con huevos infectantes. Se han reportado suelos contaminados en muchos lugares del mundo, algunos ejemplo se

presentan en el cuadro 2. La tierra contaminada es una fuente de infección importante para niños que juegan con tierra, ya que es común la infección accidental o por hábitos de geofagia. Además, se puede contaminar el humano por contacto directo con perros parasitados que llevan huevos infectantes adheridos a su pelaje o por la ingestión de huevos en verduras regadas con aguas negras (Guarín-Patarroyo, 2014).

<b>País</b>	<b>% positivo</b>	<b>Autor</b>
Argentina	13.20%	Fonrouge et al., 2000
Brasil	20.50%	Divani et al., 2005
Chile	18.20%	Salinas, 2001
Colombia	85.80%	Díaz et al., 2015
Corea	11%	Hong-Ki, 1978
E.U.A	22.00%	Dada and Lindquist, 1979
Egipto	30%	Shazly et al., 2009
España	1.20%	Ruiz de Ybañes et al., 2001
Francia	38%	Ferre and Dorchies, 2000
India	4.75%	Divyamol et al., 2014
Inglaterra	6.30%	Gillespie et al., 1991
Irán	63.30%	Khazan et al., 2012
Italia	50%	Habluetzel et al., 2003
Japón	63.30%	Shimizu, 1993
Malasia	54.50%	Loh and Israf, 1998
México	32.60%	Martínez et al., 1998
Nepal	22.50%	Shiba et al., 2000
Nigeria	50.40%	Maikai et al., 2008
Paraguay	53%	Canese et al., 2003
Perú	69.20%	Iannacone et al., 2012
Polonia	32.00%	Krotten et al., 2016
Tailandia	5.71%	Wiwanitkit and Waenlor, 2004
Turquía	30.60%	Oge and Oge. 2000
Venezuela	63.16%	Dalmiro et al., 2017

Cuadro 2. Prevalencia de huevos *Toxocara canis* en suelos en diferentes lugares del mundo.

La prevalencia de la toxocariosis humana no presenta diferencias socioeconómicas, se presentan tanto en zonas rurales como en zonas urbanas. En el cuadro 3 se presenta la incidencia reportada en algunos lugares del mundo. De acuerdo a estos estudios, se ha determinado que la seroprevalencia en humanos alrededor del mundo varía del 4% al 53% (Guarín-Patarroyo, 2014).

<b>País</b>	<b>% positivo</b>	<b>Población</b>	<b>Autor</b>
Alemania	4.80%	niños	Kimmig et al., 1991
Argentina	37.90%	niños	Alonso et al., 2004
Bolivia	34.50%	adultos áreas rurales	Cancrini et al., 1998
Brasil	38.80%	niños	Alderete et al., 2003
Chile	25.40%	Adultos áreas rural y urbana	Vargas et al., 2016
China	16.07%	adultos áreas suburbanas y rurales	Yang et al., 2016
Colombia	7.30%	niños	Acero et al., 2001
Corea	5.00%	adultos áreas rurales	Young et al., 2002
Egipto	6.93%	Niños	Ahmad et al., 2016
Ghana	53.50%	niños	Kyei et al., 2015
Irán	25.60%	niños	Sadjjadi et al., 2000
Italia	31.80%	adultos alérgicos	Qualizza et al., 2011
México	13.00%	Adultos	Alvarado-Ezquivel, 2013
México	30.8%	Niños	Muñoz Guzmán et al. 2010
Perú	32.10%	adultos sanos	Espinoza et al., 2003
Polonia	4.20%	niños	Krotten et al., 2016
Venezuela	9.72%	niños	Pedrique et al., 2004

Cuadro 3. Seroprevalencia de toxocariosis humana en diversos países

## 2.5 PATOGENIA

Debido a su tipo de migración, las larvas de *T. canis* ejercen acción traumática al migrar por diferentes tejidos como son parénquima hepático y pulmonar, así como ruptura

de capilares y alveolos. La eliminación de mudas, secreciones y excreciones cuando viajan por los tejidos pueden ocasionar efectos alérgicos y anafilácticos (Quiroz, 1990).

Las formas larvarias y adultas en el intestino de cachorros producen una acción expoliatriz quimófaga y de líquidos celulares, irritación en la mucosa intestinal que eventualmente se asocia con cuadros diarreicos o vómitos; además de que en infestaciones masivas puede haber una acción mecánica obstructiva en el intestino (Cordero del campillo et al., 1999; Quiroz, 1990).

## **2.6 SIGNOS CLÍNICOS**

El cuadro clínico se presenta en cachorros y depende de la carga parasitaria. En general produce diferentes grados de desnutrición, distensión abdominal (abdomen abultado, principalmente después de comer), diarrea o constipación, vómito (algunas veces elimina gusanos adultos). En infestaciones masivas hay gran cantidad de gusanos en intestino, provocando obstrucciones que pueden incluso llegar a la muerte (Quiroz, 1990).

La migración de larvas en infecciones intensas puede provocar signos respiratorios como tos, taquipnea y flujo nasal. Los signos nerviosos como incoordinación o convulsiones ocasionalmente observados en cachorros pueden ser debidos al paso de larvas por el cerebro (Alba-Hurtado y Muñoz-Guzmán, 2011).

La infección en humanos se debe a la presencia de larvas en diferentes tejidos. Se han identificado claramente 4 síndromes, que son: síndrome de larva migrans visceral, larva migrans ocular, larva migrans neurológica y toxocariosis encubierta (De la Fe Rodríguez et al., 2006).

## **2.7 CONTROL DE *Toxocara canis***

Un adecuado control de las heces de cachorros y la implantación de un calendario de desparasitación pueden favorecer el manejo y control de la toxocariosis. La

contaminación de suelos en áreas públicas puede reducirse si se reduce la cantidad de perros y gatos libres, además de la recolección de heces por parte de los dueños.

Comenzar con calendarios de desparasitación a cachorros entre las 3 y 4 semanas de vida, debido a que en algunos estudios se ha demostrado que la eliminación de huevos empieza a las tres semanas de nacidos (uga et al., 1995). Limitar el contacto a niños con tierra contaminada y prevenir la geofagia.

## **2.8 DIAGNÓSTICO**

El diagnóstico de la toxocariosis en perros se realiza por exámenes coproparasitológicos para la detección de huevos de *T. canis* mediante las pruebas de Flotación, Faust o McMaster. Ocasionalmente pueden ser identificados macroscópicamente gusanos adultos eliminados en la materia fecal o en el vómito (Alba-Hurtado y Muñoz-Guzmán, 2011). En hospederos paraténicos, el método más utilizado es la técnica serológica de ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay) utilizando antígenos de secreción excreción de *T. canis* y la prueba de Western Blot (De Savigny, 1979).

## 2.9 CUCARACHAS

Las cucarachas son de los insectos más primitivos que existen, con una antigüedad aproximada de 350 millones de años. Las cucarachas se encuentran dentro del orden *Blattodea*. Existen aproximadamente 4000 especies de cucarachas. La mayoría de especies no están directamente asociadas con el hombre, aunque algunas se han adaptado a los asentamientos humanos (especies sinantrópicas) gracias a su comportamiento alimenticio omnívoro, facilitado por sus partes bucales masticadoras no especializadas (Brenner, 2002).

Las cucarachas tienen interés científico por habitar en viviendas y asentamientos humanos, siendo vectores de enfermedades y provocando reacciones alérgicas en personas sensibles, entre las más importantes podemos encontrar a *Blattella germanica* y *Periplaneta americana* (Ramírez-Pérez, 1989; Pascual, 2015).

La cucaracha *B. germanica* es la plaga de mayor distribución en zonas urbanas. Procede del sudoeste de Asia y gracias al intercambio comercial se ha diseminado a todo el mundo. Es de color café oscuro y se distinguen por tener dos líneas oscuras en el pronoto (parte trasera de cabeza hasta las alas). Los adultos miden de 10 a 16 mm de largo (Jacobs, 2013).

### 2.10 MORFOLOGÍA DE *B. germanica*

Presenta el cuerpo quitinizado y aplanado dorso ventralmente, se divide en cabeza, tórax y abdomen (Gordon, 1996). En la cabeza (figura 4) se presentan dos antenas largas y filiformes y un par de ojos compuestos. Las partes bucales de las ninfas y adultos de la cucaracha presentan mandíbulas con dientes para morder y masticar. Los palpos maxilares y labiales están bien desarrollados con cinco y tres segmentos respectivamente (Universidad de Puerto rico, 2007).

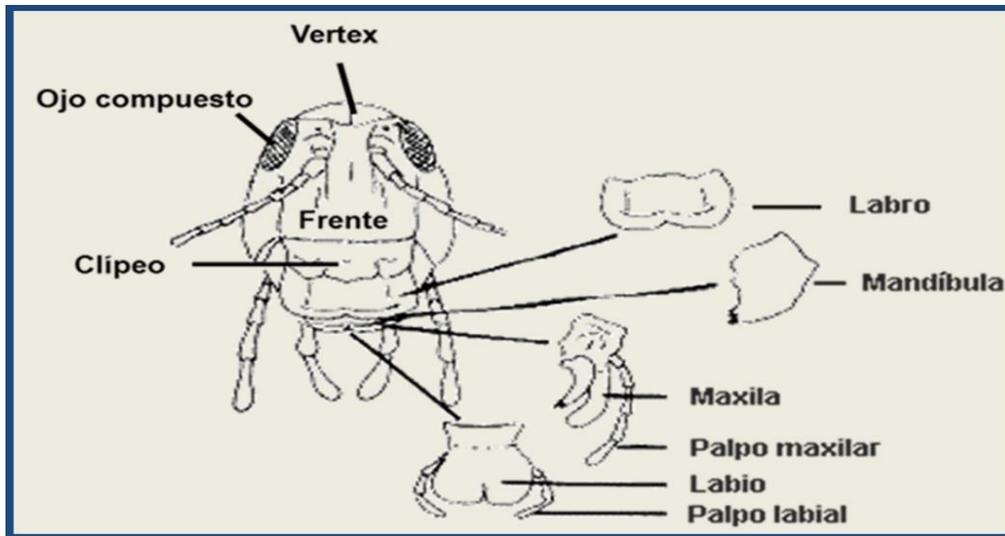


Figura 4.- Esquema con las diferentes partes de la cabeza de *Blatella germanica*.  
 (www.geocities.ws/ueb2001/Resumen/entomologia/morfologia.html)

El tórax tiene tres segmentos (figura 5). El primero de ellos (protórax) esconde casi toda la cabeza de la cucaracha, los diferentes patrones de colocación de esta placa quitinizada se pueden confundir con un par de ojo. Del segundo segmento (mesotórax) y del tercero (metatórax) se desprenden las alas (Gordon, 1996).

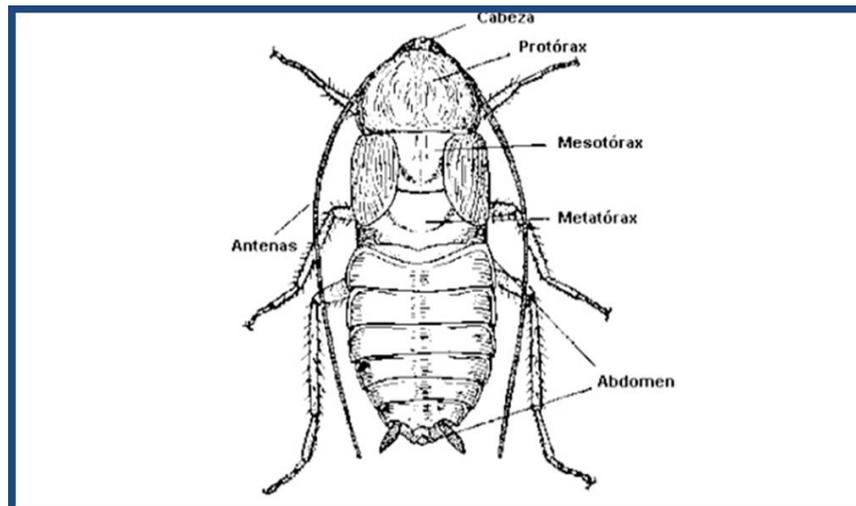


Figura 5.- Representación de las partes del tórax de *Blattella germanica*  
 (https://es.slideshare.net/sramosq/cucarachas-5771619).

Los adultos tienen dos pares de alas. Las alas frontales llamadas tegminas son duras y translúcidas, con venas bien definidas. Las alas posteriores, son membranosas y

más grandes. La musculatura alar es vestigial, las imposibilita de volar, aunque pueden deslizarse por el aire en movimientos hacia abajo (Universidad de Puerto rico, 2007).

En las cucarachas, los tres pares de patas están bien desarrolladas con coxas grandes y alargadas que les permiten correr rápido (figura 6). Le sigue un segmento corto, el trocánter. Luego el fémur, que tiene dos quillas longitudinales armadas con espinas. La tibia está fuertemente armada con espinas que utilizan en la defensa contra depredadores. Cada tarso consiste de cinco segmentos y un par de garras para adherirse en superficies ásperas y entre las garras una almohadilla, el arolium, que sirve al caminar en superficies pulidas. Hay una almohadilla ventral o pulvilli presente en cada tarsómero cada segmento del tarso (Universidad de Puerto rico, 2007).

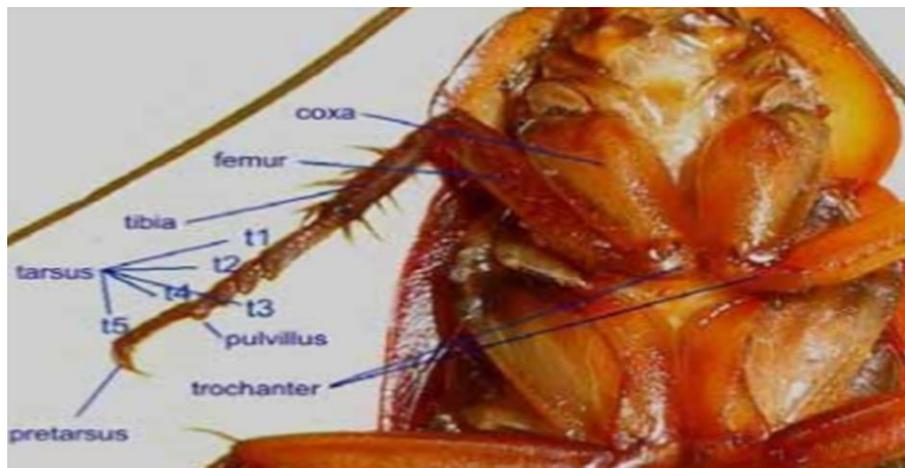


Figura 6.- Partes de miembro anterior de *Blattella germanica* (Brenner, 2009).

El abdomen consiste de 10 segmentos, al final de éste se encuentran órganos sensoriales, los cercos, que responden tanto a movimientos del aire como a vibraciones. En los machos adicionalmente a los cercos, se observan otros órganos sensoriales llamados estilos que proveen un potencial táctil durante los intentos de cópula. Los segmentos finales del abdomen difieren entre machos y hembras, los primeros tienen órganos que vierten durante la cópula y que agarran a la hembra; éstas por su parte tienen apéndices que utilizan en la ovoposición y la formación de las ootecas (Serna, 1996).

La respiración de las cucarachas inicia mediante la entrada de aire a través de unas aberturas a lo largo de las paredes del cuerpo y tórax, llamadas espiráculos, estos se encuentran unidos por tubos internos (tráqueas y traqueolas), que se encargan de conducir el aire a los tejidos (Lozano, 2005).

El sistema circulatorio es abierto, la hemolinfa (sangre) circula libremente por el hemocele (cavidad interna), alrededor de los órganos internos y tejidos. La hemolinfa solo circula por un conducto el vaso dorsal que va de la cavidad abdominal a la cabeza. El vaso dorsal (corazón) bombea y mantiene en movimiento la hemolinfa en la hemocele (Lozano, 2005).

El aparato digestivo de los insectos es un tubo, generalmente algo enrollado que se extiende desde la boca al ano. Se divide en tres regiones: el estomodeo, el mesenterón y el proctodeo. Algunas porciones están ensanchadas, sirviendo de almacenaje, por ejemplo el Buche. Entre cada región hay válvulas y esfínteres que regulan el paso del alimento de una a otra. Las cucarachas tienen glándulas que desembocan en el tubo digestivo y que ayudan a la digestión (Lozano, 2005).

Las cucarachas poseen dos pares largos de ganglios nerviosos en la cabeza y un ganglio simple al inicio del abdomen. Estos dos centros sensoriales están conectados por fibras gigantes, que llevan los impulsos diez veces más rápido que los nervios ordinarios. Esta característica es lo que las hace tan rápidas y hábiles (Gordon, 1996).

## **2.15 BIOLOGÍA Y REPRODUCCIÓN.**

*B. germanica* es un insecto hemimetábolo es decir de metamorfosis incompleta y su ciclo de vida presenta tres estadios de desarrollo: huevo, ninfa y adulto.

**HUEVO.** Las hembras producen una cápsula marrón claro llamada ooteca (figura 7). Cada ooteca permanece unida al cuerpo de la hembra, sobresaliendo del abdomen, hasta que las ninfas se incuban y son liberadas entre 20 a 30 días después; normalmente una ooteca llega a producir de 30 a 40 ninfas (Jacobs, 2013; Hernández, 2013). Las ootecas miden

aproximadamente 8 mm de largo por 3 mm de alto, los embriones se encuentran en compartimentos individuales, dos en cada lado a excepción de los individuales que están a los extremos. Cada ooteca contiene hasta 48 huevos (usualmente de 30 a 48). Cada ooteca posee espacios con aberturas a la superficie exterior en forma de quilla, proporcionando aire a los embriones que se desarrollan dentro. (Bennett et al., 1997).



Figura 7.- Hembra de *Blattella germanica* con ooteca(<https://desinsectador.com/2017/09/05/cucarachas-en-el-filo-de-la-puerta/>).

**NINFA.** *B. germanica* presenta 5 a 6 estadios ninfales. La etapa de ninfa tiene una duración de 50 a 60 días en condiciones normales y es afectada por la variación de temperatura (Ross y Mullins, 1995).

**ADULTOS.** Los adultos presentan dimorfismo sexual. Los machos (figura 8a) son de color amarillo marrón, de abdomen largo y delgado, las hembras (figura 8b) tienen alas oscuras, su cuerpo es más robusto. La maduración sexual de ambos sexos ocurre en los primeros 7 a 10 días del estado adulto. Las hembras presentan mayor longevidad, la cual varía de 140 a 280 días y en los machos aproximadamente de 90 a 140 días (Ross y Millins, 1995).

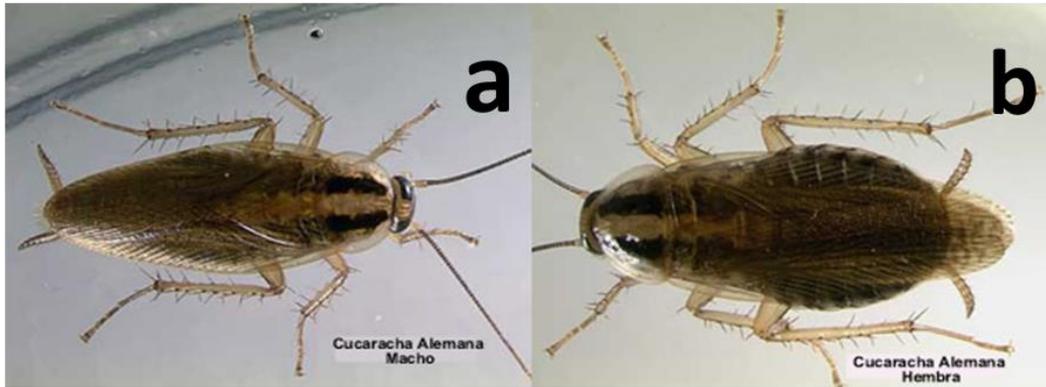


Figura 8.-Adultos de *Blattella germanica*; a) Macho b) hembra (<http://www.fumigacontinente.com.ar/cucaracha-alemana>).

## 2.16 COMPORTAMIENTO Y HÁBITOS ALIMENTICIOS.

*B. germanica* es muy activa durante la noche y permanece en sus refugios durante los periodos diurnos. Tienen un comportamiento gregario debido a que segregan un semioquímico que genera la atracción de una colonia de su especie (feromona de agregación) (Bennett *et al.*, 1997).

Se alimentan de cualquier tipo de materiales, mostrando una tendencia especial a los alimentos que contengan almidón y azúcares. Se ha observado que también pueden ingerir productos cárnicos, cartón, papel, tela, sus propias exuvias, sangre, excremento, cadáveres, entre otros, debido a que tienen protozoarios que les permiten digerir la celulosa en su aparato digestivo (Rozzental, 1997; Ponce *et. al.*, 2005).

## 2.17 IMPORTANCIA EN SALUD PÚBLICA

La cucaracha alemana representa un importante problema de salud pública por la cercanía con el humano, sus hábitos alimenticios omnívoros y su amplia distribución. Los hábitos omnívoros son posibles porque poseen enzimas (celulasas endógenas) producidas por bacterias y protozoarios endosimbióticos en su intestino medio, permitiéndole degradar

moléculas complejas de celulosa. Su pared intestinal es permeable a los ácidos orgánicos lo que indica que la cucaracha puede beneficiarse directamente de los productos de la fermentación microbiana (sabree *et al.*, 2009), esto les permite sobrevivir fácilmente y adaptarse a diferentes ambientes.

La cucaracha puede transportar organismos patógenos y los puede transferir a los alimentos y superficies que toca, además de las heces que dejan a su paso. Tiene la capacidad de transportar bacterias, hongos y parásitos. En el cuadro 4 se presentan los organismos patógenos que han sido aislados de cucarachas en distintos ambientes.

BACTERIAS	HONGOS	PARASITOS
<i>C. perfringens</i>	<i>Aspergillus niger</i>	<i>Acanthocephala</i>
<i>Campylobacter jejuni</i>	<i>Aspergillus fumigatus</i>	<i>Ancylostoma duodenale</i>
<i>Enterobacter aerogenes</i>	<i>Aspergillus niger</i>	<i>Ascaris lumbricoides</i>
<i>Escherichia coli</i>	<i>Candida krusei</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Cephalosporium acremonium</i>	<i>Entamoeba histolytica</i>
<i>Mycobacterium leprae</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Enterobius vermicularis</i>
<i>Nocardia</i>	<i>Geotrichum candidum</i>	<i>Giardia sp</i>
<i>Proteus vulgaris</i>	<i>Mucor</i>	<i>Gongylonema neplasticum</i>
<i>pseudomonas aeuroginosa</i>	<i>Penicillum</i>	<i>Hymelopsis</i>
<i>Salmonella bredeny</i>	<i>Trichoderma viride</i>	<i>Oxyspirura mansoni</i>
<i>Salmonella typhi</i>	<i>Rhizopus sp</i>	<i>Necator americanus</i>
<i>Shigella dysenteriae</i>	<i>Trichosporon cutaneum</i>	<i>Trichuris trichuria</i>
<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Mortierella wolffi</i>	<i>Toxoplasma gondii</i>
<i>Enterococcus feccalis</i>	<i>Altenaria</i>	<i>Sarcosystis</i>
<i>Vibrio spp.</i>		<i>Taenia sp.</i>
<i>Yersinia pestis</i>		<i>Cryptosporidium parvum</i>

Cuadro 4. Principales patógenos encontrados en cucarachas *Blattella germanica* (Ramírez, 1999; Mariño, 2011; universidad de Puerto Rico, 2007).

### 3. JUSTIFICACIÓN

---

Los huevos inmaduros de *T. canis* son eliminados en la materia fecal de cachorros y en el ambiente maduran para convertirse en la fase infectante (huevo con L2 pasiva en su interior). Los hospedadores paraténicos se infectan cuando ingieren huevos larvados. Por sus hábitos alimenticios, las cucarachas pueden ingerir diversos tipos de alimentos y desechos orgánicos, entre ellos, materia fecal. Cuando ingieren materia fecal pueden ingerir patógenos presentes en ella, como huevos de *T. canis*.

Recientemente se ha observado que cucarachas del género *Blattella* pueden eliminar huevos *T. canis* en sus heces (González y Omaña, 2012), Sin embargo, dadas las condiciones del tracto digestivo de la cucaracha, es posible que los huevos puedan ser dañados o inactivados. En el estudio mencionado no se demostró si estos huevos son infectantes al ser consumidos por un hospedador paraténico. Por lo anterior en este estudio se evaluó la capacidad de la cucaracha *Blattella germanica* para eliminar huevos infectantes de *T. canis* para un hospedador paraténico (ratas). Esta tesis es paralela y complementaria al trabajo de doctorado que realizó Tabata García González.

#### 4. HIPÓTESIS

---

Las cucarachas *Blattella germanica* inoculadas con huevos larvados de *Toxocara canis* son capaces de infectar ratas a través de sus heces.

## 5. OBJETIVO GENERAL

---

Demostrar que los huevos de *Toxocara canis* eliminados en heces de cucaracha *Blattella germanica* son capaces de infectar a ratas.

### 5.1 OBJETIVOS PARTICULARES

- Infectar experimentalmente cucarachas *Blattella germanica* con huevos larvados de *T. canis*.
- Inocular ratas con heces de *Blattella germanica* infectadas experimentalmente.
- Evaluar el número de larvas presentes en cerebro, pulmones, riñones e hígado de ratas inoculadas con la materia fecal de cucarachas.
- Medir por ELISA los títulos de anticuerpos anti-antígenos de secreciones y excreciones de larvas de *T. canis* en ratas inoculadas con heces de *Blattella germanica*.

## **6. MATERIAL Y MÉTODOS**

---

### **6.1 ANIMALES EXPERIMENTALES**

Se utilizaron 35 ratas machos de la cepa wistar de entre 230-250 gr. (2 meses de edad), los cuales se alojaron dentro de las instalaciones de la Unidad de Aislamiento y Bioterio de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Se les proporcionó alimento comercial en pellets y agua *ad libitum*. Se mantuvieron en un ambiente con temperatura constante de 22 °C. Las ratas fueron distribuidas en 7 grupos (n=5).

Se utilizaron 120 cucarachas machos del genero *Blattella germanica*, de la cepa Orlando, donada por el Dr. Hussein Sanchez Arroyo del Colegio de Posgraduados. Se colocaron en frascos de vidrio, los cuales se limpiaron diariamente, se les proporciono agua y alimento comercial para roedor Ratchow<sup>®</sup> *ad libitum*. Se mantuvieron en el Laboratorio 1 de la Unidad de Investigación de FES-Cuautitlán, Campo 4.

### **6.2 OBTENCIÓN Y CULTIVO DE HUEVOS DE *Toxocara canis***

Los gusanos adultos de *T. canis* se obtuvieron del intestino delgado de cachorros de perro (*Canis familiaris*), de entre 2 a 4 meses, a los cuales se les aplicó eutanasia en forma humanitaria en el centro de control canino.

Las hembras adultas de *T. canis* fueron seccionadas en el segundo tercio anterior del cuerpo y se extrajo el útero. Los úteros obtenidos se seccionaron en solución salina fisiológica para la obtención de los huevos. Estos últimos se filtraron a través de una coladera de poro fino y se centrifugaron para concentrarlos. Se desechó el sobrenadante por decantación y el sedimento restante se preservaron en una solución de formol al 1.5%. Esta solución se colocó en una caja de Petri y se incubó a 25 °C durante 28 días, según lo descrito por Oshima (1961).

### **6.3 OBTENCIÓN DE ANTÍGENOS DE SECRECIÓN-EXCRECIÓN DE *Toxocara canis* (Ag-SETc)**

Los Ag-SETc se obtuvieron por cultivo de larvas de *T. canis* de acuerdo al método descrito por Savigny (1975) modificado por Muñoz-Guzmán y Alba-Hurtado (2010). La pureza e integridad de los Ag-SETc se determinó en SDS-PAGE teñidos con nitrato de plata y la cantidad de proteína se midió mediante la técnica de Bradford (1976).

### **6.4 ELISA**

Se usaron placas de 96 pozos de poliestireno, las cuales se sensibilizaron alternadamente con AgSETc y con medio RPMI. Las placas se sensibilizaron agregando 50  $\mu$ L por pozo de una solución de 1  $\mu$ g/mL de AgSETc en buffer de bicarbonatos (pH 9.6) y la misma cantidad de medio de cultivo a los pozos sin antígeno. Posteriormente, las placas fueron lavadas con solución de PBS-tween 20 al 0.1% (PBS-T 0.1) y los sitios libres de la placa se saturaron con 150  $\mu$ L de una solución de albúmina sérica bovina (BSA) al 3% en PBS (PBS-BSA 3%). Los sueros problema se diluyeron 1:200 en PBS-T 0.1 y se incubaron por duplicado en los pozos con AgSETc y con medio de cultivo solo a razón de 50  $\mu$ L por pozo durante 2h a 37°C; después se realizaron lavados con PBS-T 0.1. Las placas se incubaron con un anticuerpo policlonal cabra anti-IgG de rata conjugado con peroxidasa (Serotec No. 250612) a una dilución de 1:10.000 por 45 minutos a 37 °C y las placas se volvieron a lavar con solución de PBS-tween 20 al 0.1% (PBS-T 0.1). El desarrollo del color se llevó a cabo agregando a cada pozo 100  $\mu$ L de la solución reveladora (0.05% OPD, 0.1% H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en solución reguladora de citratos) por 15 minutos a temperatura ambiente en obscuridad, la reacción se paró agregando 50 $\mu$ L de ácido ortofosfórico al 0.6%. Las placas se leyeron a una longitud de onda de 492nm, en un lector de ELISA (Labsystems; Modelo: Mutyskan Ascent). La D.O. del suero, se obtuvo de restar el valor de los dos pozos que no tenían antígeno al valor obtenido de los dos pozos con el antígeno y se transformó al porcentaje de absorbancia (%Abs) mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{Abs} = \frac{(\text{D.O. del suero}) (100)}{\text{D.O. del suero control positivo}}$$

## **6.5 DISEÑO EXPERIMENTAL DE INFECCIONES DE CUCARACHAS** *Blattella germanica.*

Se utilizaron 170 machos adultos de *B. germanica*. Previo al inicio del experimento, se estandarizaron las condiciones de inoculación en las cucarachas. A cada grupo de 10 cucarachas se les ofrecieron previo ayuno de 24 horas, 0.5 gramos de pan humedecido con 3600 huevos larvados de *T. canis* suspendidos en 300 µL de agua. Cada grupo ingirió en 24 horas un promedio de 0.2 gramos de pan (aproximadamente 1440 huevos), por lo que probablemente cada cucaracha ingirió entre 140 y 150 huevos larvados. Las 170 cucarachas fueron distribuidas en 17 grupos (n=10). Las cucarachas de 15 grupos fueron inoculadas con huevos larvados de *T. canis* y las cucarachas de dos grupos recibieron solo el vehículo y fueron utilizadas como testigo negativo. Se recolectó diariamente la materia fecal de cada grupo durante 10 días y se diluyó en agua para contar el número de huevos larvados, larvas libres y cascarones en cada muestra.

## **6.6 DISEÑO EXPERIMENTAL DE INFECCIONES EN RATAS**

Se utilizaron 120 cucarachas *B. germanica* y se inocularon de la misma manera del experimento anterior. Se recolectaron diariamente las heces de todos los grupos de cucarachas y se administraron a 7 grupos de ratas (n=5) según se muestra en el cuadro 5. La cantidad de heces proporcionada se calculó de acuerdo a los datos del experimento anterior, se determinó que se tenía que proporcionar a cada rata, 5 mg de heces de cucaracha.

GRUPO	TRATAMIENTO
5	
A	Inoculado con 500 huevos larvados de <i>T. canis</i> (grupo testigo positivo)
B	Administración de un placebo el día 0 (grupo testigo negativo)
C	Infectados con 5mg. de materia fecal eliminada por cucarachas 1 día PI
D	Infectados con 5mg. de materia fecal eliminada por cucarachas 2 días PI
E	Infectados con 5mg. de materia fecal eliminada por cucarachas 3 días PI
F	Infectados con 5mg. de materia fecal eliminada por cucarachas 6 días PI
G	Infectados con 5mg. de materia fecal eliminada por cucarachas 10 días PI

Cuadro 5.- Tratamiento aplicado a grupos de ratas con heces de *Blattella germanica*. PI= Post Inoculación

Se recolectó sangre de todas las ratas los días 0, 7, 14 y 21 pi e inmediatamente se centrifugó durante 5 minutos a 3000 rpm, para obtener el suero y almacenarlo a -20°C hasta su utilización. Los sueros se utilizaron para correr ensayos inmunoenzimáticos (ELISA) y poder determinar la cantidad de anticuerpos anti-*Toxocara* presentes.

A todas las ratas se les aplicó eutanasia el día 21 pi mediante dislocación cervical (NOM-062-ZOO-1999). Se recolectaron riñones, hígado, pulmones y cerebro. La mitad de cerebro e hígado además de un riñón y un pulmón fueron digeridos en jugo gástrico artificial (ácido clorhídrico-pepsina), en tubos de ensaye durante 24 horas a 35°C. Después se sedimentaron y se cambió el sobrenadante por formol al 3% para la conservación de las muestras. Se procedió a hacer el conteo de larvas mediante microscopia directa de las muestras (Oshima, 1961).

## 6.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todos los datos son mostrados como la media  $\pm$  error estándar. El número de estructuras parasitarias eliminadas a diferentes días en la materia fecal de las cucarachas y los porcentajes de absorbancia relativa de las ratas de los diferentes grupos se analizaron por medio de ANOVA de una vía para muestras repetidas y la prueba posterior de TUKEY. El número de larvas recuperadas de los órganos de ratas fue comparado usando un ANOVA

de una vía y posteriormente la prueba de TUKEY. Todos los análisis fueron realizados usando el programa Statistica para Windows versión 7.0 software con un límite de confianza del 95%.

## 7. RESULTADOS

En la figura 9 se muestra la cinética de las estructuras parasitarias encontradas en las heces de *B. germanica* inoculadas con huevos larvados de *T. canis*. La cucaracha eliminaron estructuras parasitarias durante los primeros 6 días post-inoculación de huevos larvados de *T. canis*. El conteo total decreció con el tiempo. El mayor número de huevos larvados y cascarones ( $p < 0.05$ ) se observó en los días 1 y 2 PI. Las cucarachas a las que se dio sólo el vehículo (control negativo) no eliminaron ninguna estructura parasitaria.

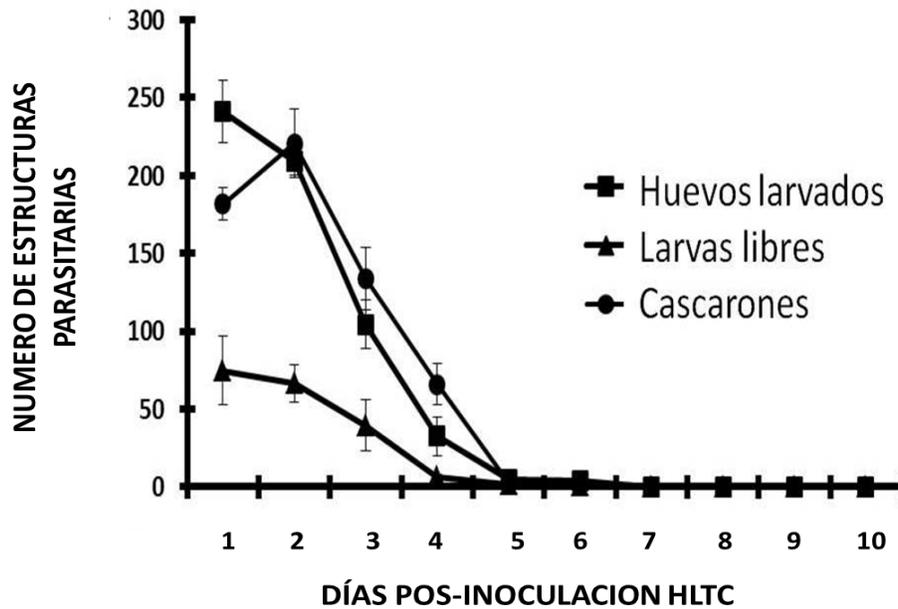


Figura 9.- Media  $\pm$  desviación estándar de diferentes estructuras parasitarias eliminadas en heces de *Blattella germanica* a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de *T. canis*.

En el cuadro 6 y la figura 10 se presenta el número de larvas recuperadas en diferentes órganos de ratas infectadas con heces de cucarachas eliminadas a diferentes días

pos-inoculación con huevos larvados de *T. canis*. Se recuperaron larvas de *T. canis* en los órganos de las ratas que fueron infectadas con las heces de las cucarachas eliminadas a los 1, 2, 3 y 6 días PI. La mayor ( $p < 0.05$ ) cantidad de larvas tisulares se recuperó cuando las ratas fueron infectadas con heces de cucaracha de un día pos-inoculación.

ORGANOS	Testigo positivo	Testigo negativo	Grupos de ratas inoculadas con heces de <i>B. germanica</i> días pos-inoculación				
			1	2	3	6	10
PULMONES	20 ± 9.1	0	69.2 ± 13.2	50.4 ± 14.9	2.8 ± 1.2	0	0
HIGADO	12.6 ± 4.9	0	14.4 ± 3.7	5.4 ± 2.7	0.6 ± 0.6	0	0
CEREBRO	10.8 ± 2.9	0	27.6 ± 3.3	24.8 ± 2.7	0	0.8 ± 0.8	0
RIÑONES	0.8 ± 1.1	0	0.6 ± 0.8	0.0 ± 0.8	0	0	0

Cuadro 6.- Larvas recuperadas en órganos de ratas infectadas con heces de *Blattella germanica* eliminadas a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de *T. canis* (Media ± Error Estándar).

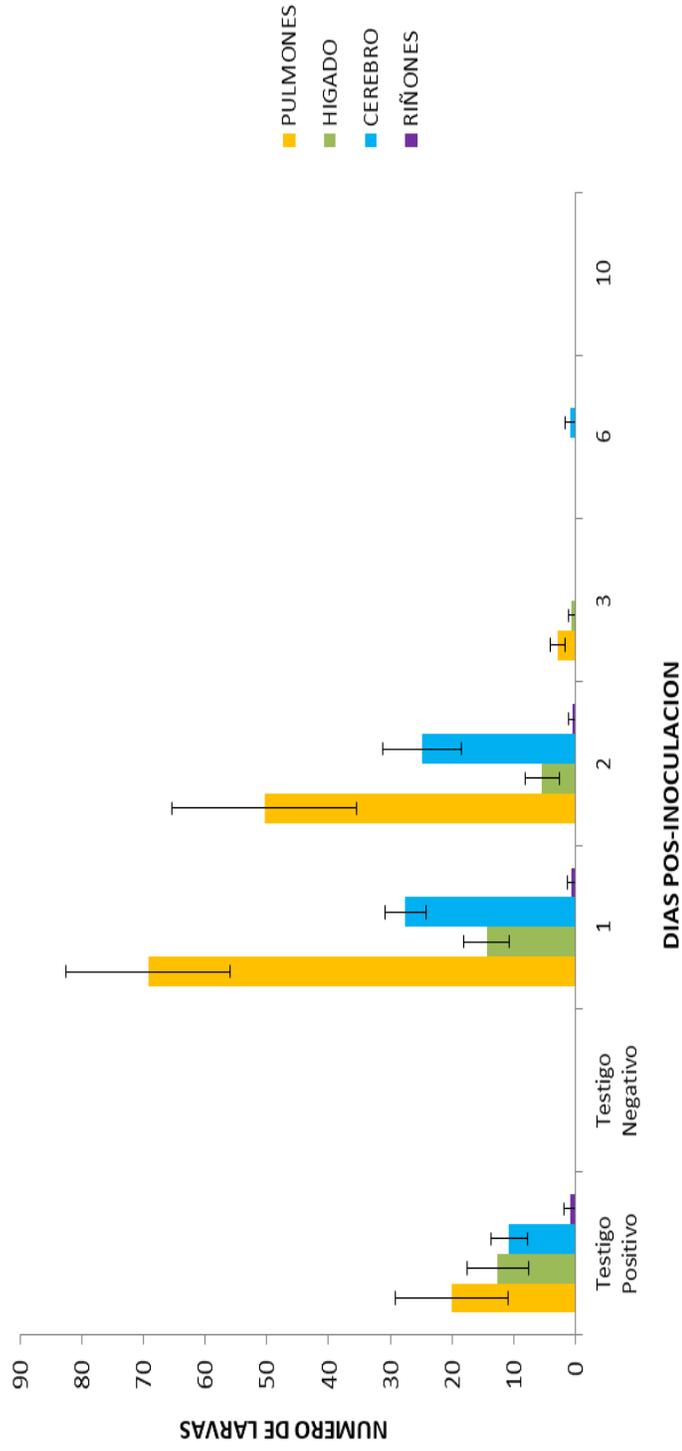


Figura 10.- Numero de larvas recuperadas en órganos de ratas infectadas con heces de *Blattella germanica* eliminadas a diferentes días pos-inoculación con huevos larvados de *T. canis* (Media  $\pm$  Error Estándar).

Testigo positivo = ratas inoculadas con 500 huevos larvados de *T. canis*

Testigo negativo = ratas que solo recibieron un placebo

En el cuadro 7 y la figura 11 se presentan las cinéticas de producción de anticuerpos séricos anti AgSETc producidos por ratas infectadas con heces de *B. germanica* inoculadas los días 1, 2, 3, 6 y 10 pos-inoculación. La infección de las ratas con heces *B. germanica* de 1, 2 y 3 días pos-inoculación indujo un aumento de los anticuerpos séricos anti AgSETc los días 14 y 21 pos-infección. En general el mayor ( $p < 0.05$ ) aumento de anticuerpos se observó en ratas infectadas con heces de 1 y 2 días pos-inoculación.

	Día 0 pi	Día 7 pi	Día 14 pi	Día 21 pi
Testigo +	0	0	77.1 ± 10.5	80.7 ± 4.4
Testigo -	0	0	0	0
Alimentadas con heces de 1 día PI	0	0	88.4 ± 7.0	83.6 ± 5.5
2 días PI	0	2.8 ± 2.1	95.7 ± 7.9	91.8 ± 6.0
3 días PI	0	0	26.3 ± 9.3	30.7 ± 12.4
6 días PI	0	0	0	0
10 días PI	0	0	0	0

Cuadro 7.- Porcentajes de absorbancia de niveles de anticuerpos séricos anti-AgSETc medidos en distintos días pos-infección de ratas infectas con heces de cucaracha *Blattella germanica* eliminadas a diferentes días pos-inoculación (Media ± Error Estándar). PI= Pos-infección

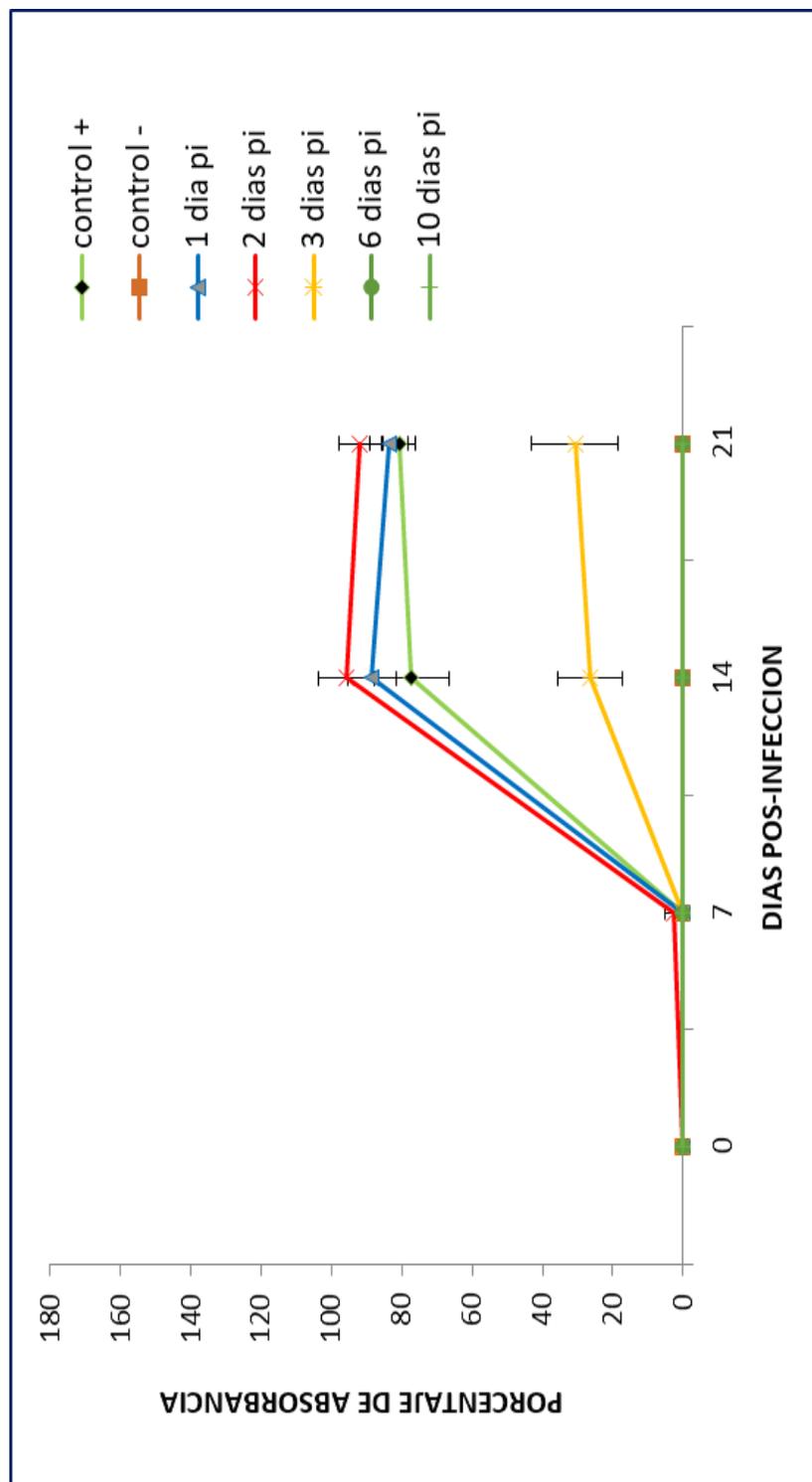


Figura 11.- Porcentajes de absorbancia, niveles de anticuerpos séricos anti-AgSETc tomados a distintos días pos-infección de ratas infectas con huevos larvados de *T. canis*

## 8. DISCUSIÓN

---

Las cucarachas tienen hábitos de alimentación que les permiten ingerir una gran cantidad de compuestos orgánicos, entre ellos materia fecal y fómites de mamíferos. Lo anterior, facilita la ingestión de agentes etiológicos de importantes enfermedades que afectan a animales domésticos y el hombre. Posteriormente, pueden diseminar estos agentes. Se ha reportado que algunas cucarachas pueden actuar como hospederos intermediarios de helmintos o como transmisores mecánicos de otros parásitos (Ramírez, 1989; Hamu et al., 2014). Los resultados de esta tesis mostraron que las cucarachas de la especie *B. germanica* pueden actuar como diseminadores de *T. canis*.

Con objeto de realizar estudios controlados sobre el comportamiento biológico, inmunológico, patológico y clínico de *T. canis* en los hospedadores definitivos y paraténicos se han realizado infecciones experimentales a partir de la inoculación de HLTC en ellos. Existe un gran número de reportes de inoculaciones experimentales en mamíferos y aves (Raposo, 2014; cardillo, 2008; Stangogiannis et al., 2007; Alba-Hurtado et al., 2009), sin embargo, el número de reportes sobre infecciones en insectos es muy bajo. Los resultados observados en esta tesis muestran que las cucarachas que ingirieron huevos larvados de *T. canis*, eliminaron durante 6 días huevos larvados, la mayor cantidad se eliminó los dos primeros días PI.

Los resultados muestran que los huevos de *T. canis* son capaces de resistir las enzimas y la microbiota del tracto digestivo de las cucarachas, lo que sugiere que en la naturaleza, estas cucarachas son capaces de participar como diseminadores mecánicos de *T. canis*.

Los huevos que eliminaron en materia fecal las cucarachas eran morfológicamente similares a los inoculados y daban la apariencia de ser viables, sin embargo, la única forma de estar completamente seguros que eran viables e infectantes fue inocularlos directamente a un hospedador paraténico conocido. Se seleccionaron ratas por ser un hospedador paraténico ampliamente utilizado en estudios de inmunología y patología de la toxocariosis (Olso and Rose, 1966; Chieffi et al., 2009; Quiroz et al., 2013; Santos et al., 2017). En este trabajo se administró por vía oral a ratas materia fecal eliminada por las cucarachas a

diferentes periodos PI. Todas las ratas ingirieron la misma cantidad de materia fecal, pero por ser esta de diferente día PI, presentaban una cantidad diferente de huevos o larvas de *T. canis*. La forma más certera de determinar la infección de las ratas es por la por digestión órganos y conteo de larvas presentes en los digeridos. En este estudio se encontró que las ratas que ingirieron materia fecal eliminada por cucarachas con 1, 2, 3 y 6 días PI con HLTC, presentaron larvas en sus tejidos y que la mayor cantidad larvas se presentó en la ratas que ingirieron heces de cucarachas de un día PI; lo que concuerda con lo observado en la cinética de eliminación de huevos. Lo anterior muestra que las cucarachas son capaces diseminar fases infectantes de *T. canis* a través de sus materia fecal.

Diversos autores han demostrado que la inoculación de huevos larvados y posterior infección con larvas de *T. canis* en diversos modelos experimentales induce la producción de anticuerpos específicos (Sarimehmetoglu et al., 2001; Sommerfelt et al., 2001; Morales et al., 2002; Alba-Hurtado et al., 2009). Otra forma de determinar si las ratas se infectan por ingerir heces de cucarachas es medir el incremento de anticuerpos específicos. En este trabajo encontramos que la ingestión de heces de cucarachas con hasta 6 días PI, indujeron en las ratas incremento de la producción de anticuerpos séricos específicos anti-AgSETc a partir del día 14 pi. La inducción de anticuerpos séricos específicos anti-AgSETc confirma que las ratas se pueden infectar con *T. canis* a partir de las heces y el potencial infeccioso de las cucarachas.

El rol de estas cucarachas en la transmisión de la toxocariosis puede estar asociada a sus hábitos y tipos de alimentación. *B. germanica* se encuentra comúnmente dentro de las cocinas, ingieren residuos de alimentos frescos y comúnmente defecan cerca de ellos (Hedges, 1980; Ebeling, 1975). El establecimiento de infecciones en ratas a partir de cucarachas que ingirieron huevos larvados de *T. canis* abre la posibilidad de que estas puedan transmitir toxocariosis a una gran variedad de hospederos paraténicos incluyendo al humano.

## 9. CONCLUSIONES

- Las cucarachas *B. germanica* infectadas experimentalmente son capaces de eliminar huevos de *T. canis* durante seis días pos-infección.
- La mayor cantidad de huevos, larvas y cascarones de *T. canis* se eliminaron en materia fecal de *B. germanica* los días uno y dos pos-inoculación.
- Los huevos eliminados en las heces de cucarachas *B. germanica* infectadas experimentalmente tienen capacidad infectante al ser consumidas por un hospedador paraténico (rata).
- La mayor cantidad de larvas en los tejidos (cerebro, pulmones, riñones e hígado) se recuperaron de ratas infectadas con heces de cucaracha de un día pos-inoculación.
- La infección de ratas con heces de *Blattella germanica* de uno y dos días pos-inoculación indujo el mayor aumento de títulos de anticuerpos AgSETc.
- Las cucarachas pueden ser diseminadores de huevos infectantes de *T. canis*.

## 10. BIBLIOGRAFÍA

---

1. Acero M., Muñoz M., Flórez A., Nicholls R. Seroprevalencia de anticuerpos contra *Toxocara canis* y factores de riesgo en niños, ciudad Bolívar, Bogotá D.C. 2000. Rev. Bioméd. 2001; 21(3).
2. Acha P. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª. ed. Chile: Organización Panamericana de la Salud; 2003.
3. Ahmad M., Abdel S., Fetouh K. Seropositivity of *toxoplasma gondii* and *Toxocara* spp. Children with Cryptogenic epilepsy, Benha Egypt. Korean J. Parasitol. 2016; 54(3): 335-338.
4. Alba Hurtado F. Parasitología Veterinaria, Manual de laboratorio. México (DF): Universidad Nacional Autónoma de México; 2007.
5. Alba Hurtado F., Muñoz Guzmán M. Parasitología veterinaria. Volumen II. Ibarra F. Figueroa J. Quiroz H; 2011.
6. Alderete M., Jacob C., Pastorino A., Elefant R., Castro A., Fomin A., Chieffi P. Prevalence of *Toxocara* infection in schoolchildren from the Butana region, Sao Paulo, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2003; 98(5).
7. Alonso J., López M., Bojanich M., Marull J. Infeccion por *Toxocara canis* en población adulta sana de un área subtropical de Argentina. Parasitol. Latinoam. 2004; 59: 61-64.
8. Alvarado- Esquivel. Toxocariasis in waste pickers: a case control Seroprevalence study. 2013 [citado 22 de enero 2013]; Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0054897>.

9. Becerril M. Parasitología Médica. 4a ed. México: Mc Graw-Hill-Interamericana; 2014.
10. Bennett W. Owens J. Corrigan M. Truman's scientific guide to pest control operations, 5ta ed. Ohio. (Cleveland) : Advanstar communications; 1997
11. Brenner J. R. Cockroaches (*Blattaria*). Medical and Veterinary entomology. Academic Press, China. 2002.
12. Bradford M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. Anal Biochem. 1976; 72: 248–254.
13. Cancrini G., Bartoloni A., Zaffaroni E., Guglielmetti P., Gamboa H., Nicoletti A., Genchi C. Seroprevalence of *Toxocara canis*-igG antibodies in two rural Bolivian communities. Parassitologia. 1998; 40(4): 473-475.
14. Canese A., Domínguez R., Otto Christian., Ocampos Carlo., Mendonca E. Huevos infectivos de *Toxocara*, en arenas de plazas y parques de Asunción, Paraguay. Rev. Bol. Ped. 2003;42(3).
15. Cardillo N. Estudio preliminar sobre los distintos estadios de *Toxocara cati* en gatos. Parasitología latinoamericana 2008; 63(1, 2, 3 ,4): 72-75.
16. Chávez Güitrón L. Estudio de algunos factores endócrinos sobre la reactivación de larvas 2 de *Toxocara canis*. [Tesis de Doctorado] Cuautitlán (Mx): Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán; UNAM. 2016.
17. Cordero del Campillo, Rojo F, Martínez A, Quiroz H, Carballo M. Parasitología veterinaria. España: Mc Graw- Hill. Interamericana; 1999.

18. Dalmiro J., Morales P., Acosta M. Contaminación de suelos con huevos de *Toxocara* spp. (Nematoda, ascaridida) en parques públicos de la ciudad de Coro estado Falcón, Venezuela. *Rev. Científica FCV-LUZ*. 2007; 17(2):117-122.
19. Dada B., Lindquist W. Studies on flotation techniques for the recovery of helminth eggs from soil and the prevalence of eggs of *Toxocara* spp. in some Kansas public places. *JAVMA*. 1979; 174:1208-1210.
20. De la Fe Rodríguez, Blanca M, Dumenigo R, Brito A. *Toxocara canis* y síndrome de larva migrans visceral. *Red. Vet.* 2006; 4(2):1-42.
21. Despommier D. Toxocariosis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology and molecular aspects. *Clin. Microbiol Rev.* 2003; 16(2): 265-272.
22. Diaz M., Pulido O., Giraldo J. Nematodos con potencial zoonótico en parques públicos de la ciudad de Tunja, Colombia. *Salud pública de México*: 2015; 57(2).
23. Divani M., Gutenberg R. Environmental contamination by *Toxocara* sp. Eggs in Riveirao Preto Sao Paulo state, Brazil. *Rev. inst.* 2005; 47(4): 223-226.
24. Divyamol T., Jeyathilakan N. Detection of *Toxocara* eggs in contaminated soil various public places of Chennai city detailed correlation with literature". *J. Parasit Dis.* 2014; 38(2): 174-180.
25. Encalada Mena L., Duarte U., Vargas M., García M., Medina R. Prevalencia de parásitos gastroentericos de canidos en la ciudad de Escárcega, Campeche, México. *Ujat.* 2011; 27(2): 209-217.
26. Espinoza Y., Huapaya P., Suárez R., Chávez V., Sevilla C., Dávila E., Huiza A., Náquira C., Alva P. Estandarización de la técnica de ELISA para el diagnóstico de Toxocariosis humana". *Rev. Anales de la Facultad de Medicina.* 2003; 64(1): 7-12.

27. Ebeling W. Urban entomology. Univ. Calif. Div. Life Sc. 1975: 695.
28. Ferre R., Dorchies P. Prevalence of *Toxocara* spp. Eggs in sandpits of eight public parks in Toulouse (SW France). *Revue de médecine vétérinaire*. 2000; 151(6): 501-506.
29. Fonrouge R., Guardis M., Radman N., Archelli S. Contaminación de suelos con huevo de *Toxocara* Sp. En plazas y parques públicos de la ciudad de la Plata Buenos Aires Argentina. *Bol. Chil. Parasitol.* 2000; 55(3,4).
30. Foster L., Jennifer S., Barbecho M., Hussni O., Kornreich B., Bowman D. Comparison of the prevalence of *Toxocara* egg shedding by pet cats and dogs in the U.S.A. Elsevier. 2016; 5: 1-13.
31. Gillespie S., Pereira M., Ramsay A. The prevalence of *Toxocara canis* ova in soil samples from parks and gardens in the London area. Elsevier. 1991; 105(4):335-339.
32. Gonzáles R., Omaña O. Persistencia de larvas enquistadas de *T. canis* en cucarachas *Blattella germanica* inoculadas artificialmente. [Tesis de licenciatura] Cuautitlán (México): Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM; 2012.
33. Gordon D. The compleat cockroach. Ten speed Press. Berkeley, California. 1996.
34. Guarín Patarroyo C. Situación de la Toxocariosis en algunos países de Latinoamérica: Revisión sistemática. [Tesis de Maestría] Bogotá (Colombia): Facultad de Medicina, instituto de salud pública. Universidad Nacional de Colombia; 2014.
35. Habluetzel A., Traldi G., Ruggieri S., Attili A., Scuppa P., Marchetti R., Menghini G., Esposito F. An estimation of *Toxocara canis* prevalence in dogs, environmental egg contamination and risk of human infection in the Marche region of Italy. Elsevier. 2003; 113(3-4): 243-252.

36. Hamu H., Debalke S., Zemene E., Birlie B. Isolation of intestinal parasites of public health importance from cockroaches (*Blattella germanica*) in jimma town, southwestern Ethiopia. J. Parasitol. Res. 2014; Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1155/2014/186240>.
37. Hedges A. Flies, gnats and midges. Cleveland (Ohio): Mallis ed. Franzak and Foster co. 1980.
38. Hernández R., Núñez F., Pelayo L. Potencial zoonótico de las infecciones por helmintos intestinales en perros callejeros de Ciudad de La Habana. Revista Cubana Med. Trop. 2007; 59(3): 234.
39. Hernández G. Cebos para el control de la cucaracha alemana *Blattella germanica* (Dictyoptera: Blattellidae) formulados con hongos entomopatogenos y ácido bórico (Tesis de Doctorado) Colegio de postgraduados en fitosanidad; 2013.
40. Hong-ki M. study on infectivity of *Toxocara canis* eggs from soil. Ewha med. J Korean. 1978; 1(4): 239-242.
41. Iannacone J., Alvariano L., Cardenas J. Contaminación de los suelos con huevos de *Toxocara canis* en parques en parques públicos de Santiago de Surco, Lima Perú. Neotrop. Helminthol. 2012;6(1) 97-108.
42. Jacobs B. Cucarachas alemanas. Departamento de entomología de Universidad de Pennsylvania; 2013.
43. Khazan H., Khazaei., Seyyed S., Mehrabi A. Prevalence of *Toxocara* Spp. Eggs in public parks in Tehran city, Iran. Irani J. Parasitol. 2012; 7(3): 38-42.
44. Keshaw T., Jason C. Prevalence of Gastro-Intestinal Parasites in stray dogs (*Canis familiaris*) from Grenada, West Indies. Journal of Animal Research. 2016; 6(1): 1-5.

45. Kimmig P., Naser K., Frank W. Seroepidemiologic studies of human toxocariasis. Zentralbl. Hyg., Umweltmed. 1991; 191(4): 406-422.
46. Kroten A., Toczyłowski k., Kiziewicz B., Oldak E. Environmental contamination with *Toxocara* eggs and seroprevalence of toxocariasis in children of northeastern Poland. Parasitol. Res. 2016; 115(1): 205-209.
47. Kyei G., Ayi I., Boampong J., Turkson P. Sero-epidemiology of *Toxocara canis* infection in children attending four selected health facilities in the central region of Ghana. Ghana Med. J. 2015; 49(2): 77-83.
48. Loh A., Israf D. Test on the centrifugal flotation technique and its use in estimating the prevalence of *Toxocara* in soil samples from urban and suburban areas of Malaysia. Journal of helm. 1998; 72(01): 39-42.
49. Lorenzini G., Tasca T., De Carli. Prevalence of intestinal parasites in dogs and cats under veterinary care in Porto Alegre Rio Grande do Sul, Brazil. Revista USP. 2006; 44(2): 1-9.
50. Lozano J. Entomología, morfología y fisiología de los insectos. Universidad nacional de Colombia. 2005; 151–164.
51. Magnaval J., Glickman I., Dorchies P., Morassin B. Highlights of human toxocariosis. Kor. J. Parasitol. 2001; 39: 1-11.
52. Maikai B., Umoh J., Ajanusi O., Ajogi I. Public health implications of soil contaminated with helminth eggs in the metropolis of Kaduna, Nigeria. Journal of helminthology. 2008; 82(02): 113-118.
53. Marat J. Roundworms, tissue-causes, symptoms, diagnosis, treatment and ongoing care. Tipsdiscover.com. 2013.

54. Mariño E. Fósiles vivientes: cucarachas. Conabio, Biodiversitas. 2011; 97: 6-9.
55. Martínez I., Fernández P. Vázquez T., Ruiz H. Frecuencia de *Toxocara canis* en perros y áreas verdes del sur de la ciudad de México, Distrito Federal. Vet. Mex. 1998; 29(3): 239-244.
56. Morales O., Lopez M., Nicholls R., Agudelo C. Identification of *Toxocara canis* antigens by Western blot in experimentally infected rabbits. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. 2002; 44: 213-216.
57. Muñoz-Guzmán, Alba-Hurtado F. Antígenos de secreción-excreción de *Toxocara canis* reconocidos por cachorros del área metropolitana de la ciudad de México. Veterinaria México. 2010; 41(1): 59-64.
58. Nichols R. The etiology of visceral larva migrans: I. Diagnostic morphology of infective second-stage *Toxocara* larvae. The journal of parasitology. 1956; 42(4): 349-362.
59. Oge S., Oge H. Prevalence of *Toxocara* spp. Eggs in the soil of public parks in Ankara Turkey. Dtsch Tierarztl Wochenschr. 2000; 107(2): 72-75.
60. Olso L., Rose J. Effect of *Toxocara canis* infection on the ability of white rats to solve maze problems. Exp. Parasitol. 1966; 19, 77-84.
61. Oshima T. Standarization of techniques for infecting mice with *Toxocara canis* and observations on normal migration routes of the larva. J. Parasitol. 1961; 47,652-656.
62. Papini R., Campisi E., Faggi E., Pini G., Mancianti F. Prevalence of *Toxocara canis* eggs in dog faeces from public places of Florence, Italy. First online. 2012; 49(3) 154-158.
63. Pascual F. Orden *Blattodea*. Revista Ibero Diversidad Entomológica. 2015; 48: 1-13

64. Pedrique M., Suárez O., Estévez J., Cheng R., Fernández M., Castellano J., Araujo J., Cabrera L. Prevalencia de infección por *Toxocara* en pre-escolares de una comunidad educativa del Moján estado de Zulia, Venezuela. *Nvest. Clin.* 2004; 45(4):347-354.
65. Ponce G., Cantú P., Flores A., Badii M., Barragán A., Zapata R., Fernández I. Cucarachas: biología e importancia en salud pública. *Revista salud pública y nutrición.* 2005; 6(3): 1-2.
66. Qualizza R., Incorvaia C., Grande R., Makri E., Allegra L. Seroprevalence of IgG anti-*Toxocara* species antibodies in a population of patients with suspected allergy. *Inter. J. Gen. Med.* 2011; 4: 783–787.
67. Quiroz R. *Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos.* México: Editorial Noriega editores; 1990.
68. Radman N., Archelli M., Fonrouge R., Burgos L., Guardis M de V. *Toxocara canis* en caninos. Prevalencia en la ciudad de La Plata. *Acta Bioquím Clin Latinoam* 2006; 40 (1): 41-4.
69. Ramírez J. La cucaracha como vector de agentes patógenos. *Bol. of sanit. Panam.* 1999; 107(1): 1-13.
70. Ramírez-Pérez J. The cockroach as a vector of pathogenic agents. *Bol. Oficina sanit. Panam.* 1989; 107, 41-53.
71. Raposo R. infecção experimental de frangos com *Toxocara canis* cinética e avidéz de anticorpos igY. [Tesis de maestría]. Sao Paulo (Brazil). Universidad do oeste paulista UnoEste. 2014.
72. Rodríguez M., Romero C., Bautista L., Martínez J., Heredia R. Presence of *Toxocara* spp. in Domestic Cats in the State of México. *Scientiae Veterinariae.* 2016; 44(1351).

73. Ross M., Mullins E. Understandings and controlling the German cockroach. New York: Oxford University Press. Ed Reiersen. 1995; 2: 21-47.
74. Rozzendal, F. Vector control methods for use by individuals and communities. Geneva: World Health Organization. 1997.
75. Ruiz de Ybañez M., Garijo M., Alonso F. Prevalence and viability of eggs of *Toxocara* spp. And *Toxascaris leonina* in public parks in Eastern Spain. J Helminthol. 2001; 75(2): 169-173.
76. Sabree Z., Kambhampati S., Moran A. "Nitrogen recycling and nutritional provisioning by Blattabacterium, the cockroach endosymbiont. PNAS 2009; 106: 19521-19526.
77. Sadjjadi S., Khosravi M., Mehrabani D., Orya A. Seroprevalence of *Toxocara* infection in school children in Shiraz, Southern Iran. J. Trop. Pediatr. 2000; 45(6): 327-330.
78. Salinas P., Matamala M., Schenone H. Prevalencia de hallazgos de huevos de *Toxocara canis* en plazas de la región metropolitana de la ciudad de Santiago de Chile. Bol. Chil. Parasitol. 2001; 56 (3,4)
79. Sarimehmetoglu H., Burgu A., Aycicek H., Gönenc B., Tanyuksel M., Kara M. Application of western blotting procedure for the immunodiagnostic of visceral larva migrans in mice by using excretory/secretory antigens. Dtsch Tierarztl Wochenschr 2001; 108: 390-392.
80. Savigny D. In vitro maintenance of *Toxocara canis* larvae and a simple method for the production of *Toxocara canis* and ES antigens for use in serodiagnostic test for visceral larva migrans. J. Parasitol. 1975; 61,781-782.

81. De Savigny D. Toxocariasis and serological diagnoses by enzyme immunosorbent assay. *J Clin Pathol* 1979; 32:284-288.
82. Schantz O., Glickman J. *Toxocara larva migrans*. *JAVMA*. 1978; 192: 28-31.
83. Serna F. *Entomología general*. P.V. Gráficas. Medellin. 1996
84. Shazly A., Mohammed R., El-Beshbishi S., Azad M., El-ghareeb A., Abdel A., Zalook K. Soil transmitted parasites particularly *Toxocara* eggs in Egypt. *J. Egypt Soc. Parasitol.* 2009; 39(1): 151-162.
85. Shiba K., Shoji U., Kazuo O., Ganesh R., Takeo M. Contamination of soil with helminth parasite eggs in Nepal. *South. Asian j. Trop Med. Public health.* 2000; 31(2) : 388-393.
86. Shimizu T. Prevalence of *Toxocara* eggs in sandpits Tokushima city and outskirts. *J. Vet. Med.* 1993; 55(5): 807-811.
87. Sommerfelt I., Santillan G., Lopez C., Ribicich M., Franco A. Immunological and hematological response in experimental *Toxocara canis*-infected pigs. *Vet. Parasitol* 2001; 96: 127-134.
88. Stangogiannis D., Marval H., Martinez M., Stangogiannis DC. Infección experimental en ratones con larva migrans ocular. *Archivos de la sociedad española de oftalmología.* 2007; 82(2) 89-94.
89. Tortolero L., Perfetti D. Prevalencia de Entero parásitos en Perros Domiciliadores de la Ciudad de la Vela, Estado Falcón, Venezuela. *Rev. Cient. Maracaibo.* 2008; 18(3).
90. Uga S, Kataoka N. Measures to control *Toxocara* egg contamination in sandpits of public parks. *J. Trop. Med. Hyg.* 1995; 52: 21-4.

91. Universidad de Puerto Rico. Cucarachas (Blattaria), Capítulo III. 2007. Disponible en: <http://academic.uprm.edu/dpesante/0000/capitulo-3.PDF>
92. Vargas C., Torres P., Lobos M., Miranda J. Frequency of anti-*Toxocara* spp. Antibodies in individuals attended by the centro de salud familiar and environmental contamination with *Toxocara canis* eggs in dog feces, in the coastal niebla Town Chile. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo 2016; 58(62): 1-7.
93. Wright I. Stafford K. Coles G. The prevalence of intestinal nematodes in cats and dogs from Lancashire, north-west England. J Small Anim. Pract. 2016; 57(8): 393-395.
94. Wiwanitkit V., Waenlor W. The frequency of *Toxocara* species contamination in soil samples from public yards in a urban area “Payathai”, Bangkok, Thailand. 2004; 46(2): 113-114.
95. Yang G., Zhang X., Shi C., Yang W., jiang Y., Wei Z., Wang C., Zhao Q. Seroprevalence and associated risk factors of *Toxocara* infection in Korean, Manchu, Mongol, and Han ethnic groups in northern China. Epidemiol. Infect. 2016; 144(14): 3101-3107.
96. Young P., Ung L., Sun H. A seroepidemiological survey for toxocariasis in apparently healthy residents in Gangwon-do, Korea. Korean J. Parasitol. 2002; 40(3): 113-117.