



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLAN



DESARROLLO DE UN MODELO EXPERI-  
MENTAL PARA LARVAS DE Toxocara canis  
(LARVA MIGRANS VISCERAL) EN GERBOS  
(Meriones unguiculatus).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

**T E S I S**  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA  
P R E S E N T A:  
GREGORIO ANTONIO LOPEZ ALVA

Asesor: M.C. M.V.Z. Fernando Alba Hurtado



Universidad Nacional  
Autónoma de México



## **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 está 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.

## I N D I C E

RESUMEN.....	(1)
OBJETIVOS.....	(3)
INTRODUCCION.....	(4)
MATERIAL Y METODOS.....	(17)
RESULTADOS Y DISCUSION.....	(21)
ANEXOS.....	(27)
CONCLUSIONES.....	(55)
BIBLIOGRAFIA.....	(56)

## RESUMEN

Tomando como nuevo modelo experimental al gerbo mongólico (Meriones unguiculatus) se desarrolló la infección con huevos larvados de Toxocara canis para analizar el desarrollo y comportamiento como larva somática.

Los huevos de T. canis fueron cultivados hasta desarrollar el estado de larva infestante de segundo estadio (L2) y en un vehículo de solución salina fisiológica (0.4ml) se sondearon intragástricamente 21 gerbos, para inocularles los huevos larvados.

Se formaron 4 grupos con 7 gerbos cada uno, en el que el grupo 1 fué inoculado con 10.000 huevos larvados de T. canis a cada gerbo; el grupo 2 con 5.000 huevos larvados, y el grupo 3 se inoculó con 2.500 huevos larvados; al grupo control sólo se le administró el vehículo (solución salina fisiológica).

Se sacrificaron 2 animales de cada grupo a los 15, 30 y 60 días, extrayendo el bazo, cerebro, hígado, músculo esquelético, pulmones y riñones; se realizó la digestión gástrica artificial, recuperando las larvas y contándolas al microscopio; la distribución quedó de la siguiente manera:

En músculo esquelético se encontró el 35.65%; en cerebro el 25.79%; en pulmones el 18.07% en riñón el 10.05%; en hígado el 8.11% y en bazo el 2.30% de la suma total de larvas reco-

bradas. En total. se recuperó el 5.45% de las larvas inoculadas. Se hicieron análisis estadísticos para determinar niveles de significancia en la migración larvaria entre los grupos de gerbos, concentración de huevos inoculados, órganos estudiados y a diferentes tiempos después de la inoculación.

Los resultados obtenidos fueron que el gerbo sí es capaz de desarrollar larvas somáticas de T. canis, así como también se encontró que los órganos mayormente afectados son en orden decreciente: Músculo esquelético, Cerebro, Pulmones, Riñón, Hígado y Bazo.

## O B J E T I V O S

- a) Determinar si los gerbos pueden o no desarrollar Larvas Somáticas después de una infestación con huevos de T. canis.
- b) Desarrollar un modelo experimental que pueda ofrecer mejores opciones de estudio de éste nemátodo.
- c) Conocer a diferentes tiempos el posible desarrollo de la parasitosis y sus variaciones en el modelo animal experimental propuesto.
- d) Determinar la distribución en algunos órganos de las -- larvas 2 de T. canis.
- e) Contribuir mediante los objetivos anteriores para actualizar y ampliar la información en torno a esta parasitosis.

## INTRODUCCION

En la actualidad han sido objeto de considerable publicidad los riesgos de salud pública que implican perros, gatos y en menor grado otras mascotas. Mucho de esto concierne a -- que los nemátodos ascaroideos de estas mascotas son una causa potencial del síndrome de larva migrans visceral en el -- hombre (5) (35). En perros y gatos se presentan tres especies de nemátodos ascaroideos (13) (35). La más importante de las tres especies (Toxocara canis, Toxocara cati y Toxascaris -- leonina) es Toxocara canis, no solamente porque sus larvas -- pueden infestar al hombre, sino porque en los cachorros pueden causar infecciones fatales. Estas especies se encuentran también en carnívoros salvajes, probablemente llegan a estos por ingestión de otros animales infestados con las larvas -- presentes en sus tejidos (27). Toxocara canis es el nemátodo que se presenta con mayor frecuencia en cachorros de México y el mundo. En un estudio realizado por Stiles, T. J. (1967) -- en la Ciudad de México, encontró un 97.5% de perros parasitados por diversos géneros, de estos el 93% tenía T. canis y la edad promedio de estos animales fue de 6 meses (8) (32) (37). Aunque el hospedador definitivo de estos parásitos son los -- perros, sus larvas pueden presentarse en las vísceras y en otros tejidos del hombre, produciendo un estado conocido como larva migrans visceral (2) (16) (23) (24) (33).

Toxocara canis cuando alcanza su completo desarrollo, los machos miden de 8 a 10 cm. de longitud, y las hembras hasta 18 cm. Presentan aletas cervicales, pero carece de caudales. El macho termina enroscado hacia su parte ventral y lleva cinco papilas sensitivas a cada lado del ano, mas veinte pares de papilas preanales. En las hembras, la vulva esta situada en el primer tercio del cuerpo y terminan en forma recta (24) (30).

Los huevos de Toxocara canis miden 90 por 75 micrómetros y están cubiertos por una membrana gruesa. Los huevos no embrionados son extremadamente resistentes y duraderos: Verloren en 1854 (citado por Soulsby en 1982) mantuvo huevos de Toxocara canis en agua por más de un año, en estado vivo. Küchenmeister en 1857 (citado por Soulsby en 1982) reportó que se habían mantenido huevos 11 meses en agua, encontrando aún embriones activos (22) (24) (30) (37).

Los huevos de T. canis resisten el frío bajo la nieve cuando la temperatura del aire baja hasta  $-31.1^{\circ}\text{C}$ , la exposición a la luz solar con una temperatura de  $55.5^{\circ}\text{C}$  los mata. El desarrollo a larva de segundo estadio infestante requiere de 9 a 11 días a  $24^{\circ}\text{C}$  y de 3 a 4 días a  $30^{\circ}\text{C}$  en presencia de una adecuada concentración de oxígeno y una humedad relativa del 75% (30).

Aunque el ciclo vital de este parásito es directo, son extremadamente complejas las relaciones entre él y sus diversos hospedadores (Figura 1).



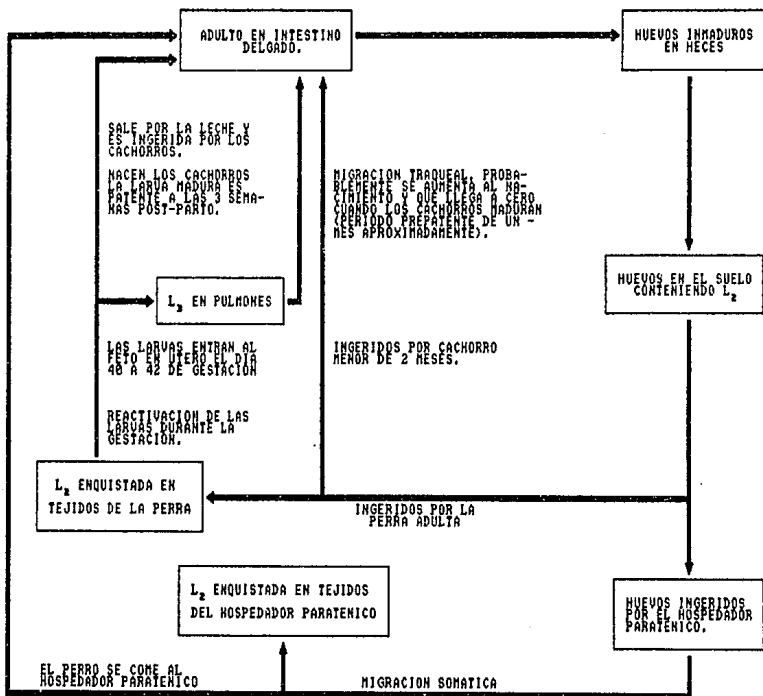


FIGURA 1. ALGUNOS ASPECTOS DEL CICLO VITAL DE Toxocara canis.  
MODIFICADO DE ARCHIBALD, 1984.

Es un ejemplo de la importancia que tiene el pleno conocimiento del ciclo vital y de la biología de los parásitos en la determinación de su epidemiología (1) (34). La infestación comienza cuando los perros adultos, los roedores y otros animales ingieren huevos embrionados. La eclosión tiene lugar en el intestino delgado de las 2 a las 4 horas. Las larvas de segundo estadio miden de 0.4 a 0.47 mm de longitud, se introducen en la mucosa intestinal. La mayoría de ellas penetra en los capilares de la vena porta, y son llevadas al hígado pudiendo llegar algunas veces a las dos horas, pero más frecuentemente a los dos días. Unas pocas penetran a los capilares linfáticos, atraviesan los ganglios y van al corazón por el conducto torácico (1) (24) (30).

Las que están en hígado lo atraviesan llegando a los pulmones por la vena cava, corazón derecho y arteria pulmonar a los 14 días de la infestación. A partir de éste punto, la ruta de migración y desarrollo de las larvas varía dependiendo de que el perro sea joven o adulto, o estén en roedores o en otras especies (1).

En los perros adultos las larvas alcanzan los pulmones en el segundo estadio. Las primeras llegan en el primer día después de la infestación con el máximo durante los días 3 a 5, después de los cuales disminuyen en el mismo. Continúan su migración general distribuyéndose en músculo esquelético, hígado, pulmones, riñones y otros órganos. En los tejidos somáticos las larvas permanecen en el segundo estadio, sin otro -

crecimiento. Cuando la infestación se produce por la ingestión de los huevos como se describió anteriormente, la migración traqueal es casi ó totalmente eludida, y por otra parte, las infestaciones intestinales son raras, si es que realmente se presentan (22) (24) (30).

En los cachorros infestados por la ingestión de huevos, la migración y el desarrollo de las larvas desde los pulmones es distinta a la de los perros adultos. Las larvas abandonan los vasos sanguíneos, penetran en los alveolos y emigran a los bronquiolos, bronquios y tráquea. Las que penetran en la faringe son deglutidas. La segunda muda tiene lugar en los pulmones, vía aérea, o en esófago entre el primero y el quinto día después de la infestación, originándose larvas de tercer estadio que miden hasta 150 micrómetros de longitud. Permanecen en el estómago hasta el día 10 después de la infestación. Durante este tiempo mudan por tercera vez y se forman las larvas de cuarto estadio, que alcanzan una longitud de 1 a 1.5 mm. Pasan aproximadamente 13 días en el duodeno y siguen su movimiento. La cuarta y última muda, que da paso al estadio adulto, se forma entre los días 19 y 27. Los gusanos son sexualmente maduros y producen huevos entre las 4 y 5 semanas. Las larvas son eliminadas con las heces en diferentes estadios de su desarrollo. Además de la infestación postnatal por la ingestión de huevos embrionados, los cachorros casi siempre se infestan prenatalmente en condiciones naturales (24) (30).

Posiblemente bajo la influencia de las hormonas de la gestación, las larvas somáticas de alguna manera son reactivadas y penetran en los fetos alrededor del día 40 a 42 de gestación, se acumulan en el hígado donde tiene lugar la segunda muda, al final del periodo de gestación, originándose larvas de 1 a 1.3 mm de longitud. Aproximadamente una semana después del nacimiento, se encuentran en los pulmones, tráquea, esófago y estómago, donde tiene lugar la tercera muda a partir de las dos semanas de estancia en el intestino (1) (13) (27) (30).

Otros animales además del perro, se pueden infestar por la ingestión de huevos de T. canis. En los ratones se evaden de los pulmones y van a los tejidos somáticos, donde permanecen en forma de segundo estadio como en los perros adultos. Estos roedores sirven de hospedadores paraténicos y cuando son devorados por perros de todas las edades adquieren éstos la infestación intestinal, con gusanos adultos. Después de la ingestión de los ratones, las larvas liberadas emprenden la migración traqueal, el esófago y el intestino, mudando y desarrollándose. Estas larvas no tienen migración somática (1) (19) (20).

Considerando que las larvas en desarrollo se eliminan con las heces de los cachorros infestados prenatalmente, estas constituyen una fuente de infección adicional para las madres que lamen las heces de su prole. Estas larvas, como la de los ratones, migran al intestino por vía traqueal en vez de ir a

los tejidos somáticos (25).

Los huevos infestantes de T. canis constituyen un riesgo para las personas que los ingieren. Las larvas van a los tejidos y órganos, donde no se encapsulan, sino que se mueven produciendo un estado conocido como síndrome de larva migrans visceral, resultando peligrosos cuando se localizan en cerebro, ojos u otras zonas vitales (3) (5) (6).

El control de este parásito en el futuro depende de nuevos métodos a desarrollar para llevar a cabo la eliminación de la larva de los tejidos del perro (4) (34) (41) (43).

La población de perros y mascotas se ha incrementado en los últimos 30 años, y así también la gente que potencialmente está expuesta a éste agente zoonótico. El humano desarrolla la infestación cuando ingiere los huevos infestantes que están en el suelo y otros materiales. Debido a la eficiencia con que se infectan transplacentaria y transmamariamente, -- virtualmente todos los perros son infectados al nacimiento o poco después. Numerosos ensayos indican que la infección en cachorros de 2 a 6 meses de edad es superior al 50% (6) (16) (34).

La típica situación epidemiológica involucra la ingestión de materiales u objetos del suelo que está altamente contaminado con huevos de T. canis principalmente en los parques públicos y en los lugares de estancia de las ciudades (34).

La contaminación de lugares públicos con heces de perros es la mayor causa de infestación en los humanos. Una recolección

continúa de las heces de perros es beneficioso no sólo estéticamente, sino además, para evitar problemas de salud pública también (33) (34).

La exposición al medio ambiente contaminado no es, sin embargo, suficiente para la infestación y enfermedad. Un grupo de Veterinarios, asistentes de Veterinario y otros trabajadores involucrados con cánidos, fueron comparados por pruebas serológicas con un grupo control de personas no expuestas, sin encontrar diferencias entre ellos. En contraste, la pica es un factor de riesgo a la infestación por T. canis (9) (47). En un estudio en niños con historial de ingestión de heces, tierra y pasto, se encontró que los títulos de anticuerpos contra T. canis, fueron 20 veces más elevados que otros niños que no tenían este historial (9) (18).

El diagnóstico de infestación con T. canis se basa en la búsqueda de huevos en las heces, que en ocasiones se encuentran por miles en un gramo de heces. Los huevos comienzan a aparecer en las heces cuando los cachorros tienen de 3 semanas a 1 mes de edad. Es dudoso que el pelo de perros razonablemente limpios proporcionen un medio ambiente adecuado para el desarrollo de los huevos de T. canis. La recomendación de excluir las mascotas de la familia, probablemente no disminuya el peligro de contaminación en los niños. Los niños son susceptibles de adquirir la infestación, no por mera asociación con perros, sino por la ingestión de tierra contaminada por éstos, ya que los huevos son muy resistentes y queda el peligro

un largo tiempo después de que el perro los ha expulsado (16) (18).

Los cachorros defecan en varios lugares. los perros adultos tienen gran tendencia a defecar en algunas áreas favoritas. Algunas áreas de confinamiento carecen de la imperiosa y frecuente sanitización del piso, especialmente la ocupada por perros jóvenes; éstas áreas ciertamente están contaminadas (23) (26).

A pesar de que la inyección subcutánea de huevos larvados o la aplicación de larvas de ascaroides a la piel da resultado positivo, prácticamente la invasión por soluciones de continuidad de la piel, carece de importancia (19).

Los síntomas de ascariasis en perros son emaciación, erizamiento del pelo, intranquilidad, distensión abdominal, diarrea ó estreñimiento y sufrimiento respiratorio (16) (22). En cachorros puede presentarse obstrucción intestinal que puede predisponer a la intosuscepción intestinal en casos graves (16) (22).

Clinicamente, la infestación por larvas somáticas en humanos, se caracteriza por fiebre, anorexia, distensión abdominal, distensión muscular, malasia general, hepatomegalia (87%), tos; estornudos, evidencias de infiltración pulmonar con rayos X y una marcada eosinofilia (virtualmente en el 100%). La severidad de la enfermedad aparece junto con la intensidad de la infestación, pero la enfermedad causada por larvas somáticas, es una entidad benigna, el 97% de los pacientes con

síntomas muestran recuperación completa después de algunos años (5) (16) (18) (33) (45) (48).

Los síntomas cerebrales y miocárdiales se han observado ocasionalmente. Se ha reportado una glomerulonefritis causada -- por los complejos inmunes asociados a esta enfermedad parasitaria en los animales y el hombre (33).

Cuando un hospedador paraténico, como el ratón ingiere huevos embrionados de Toxocara canis, comienza la migración del segundo estado larvario a través de sus vísceras, en cerebro -- las larvas pueden permanecer viables por años. Esto puede -- ser la razón de la hipótesis de que algunas infestaciones del cerebro del ratón estén asociadas con anormalidades de su -- comportamiento; también se incluye la musculatura, dando como resultado una debilidad general (19) (20) (22).

En los ojos cuando son afectados se provoca una disminución en la receptibilidad a la luz. Se han observado también reacciones inflamatorias del hígado, así como edema intersticial, congestión vascular e infiltrado celular en pulmones.

En cerebro también se observa congestión vascular y en músculo se han encontrado algunas larvas y una infiltración celular difusa.

En el síndrome de larva migrans visceral, el hígado y los pulmones son los órganos involucrados más a menudo (19) (20) (22).

En ratones hembra infectados durante la preñez, las larvas -- fueron encontradas en el útero y la placenta desde el noveno



dia y en el feto desde el onceavo día de preñez, más abundantemente fueron infestados a la mitad que en el principio del estado de preñez (25) (30).

Se sugiere que en la preñez del ratón, la migración de las larvas de T. canis está influenciada por el estado de desarrollo de la placenta (25). Al compararse animales infestados con animales no expuestos a la infestación con T. canis, se encontró:

- 1) Daño en el funcionamiento motor.
- 2) Aumento en la actividad ambulatoria.
- 3) Aumento por la preferencia de áreas expuestas.
- 4) Predilección total por un nuevo ambiente.
- 5) Los ratones infectados muestran menor capacidad para responder a cambios del medio ambiente.

Un grupo de Veterinarios fueron encuestados, con el fin de saber si avisaban a los propietarios de cachorros sobre el riesgo de Toxocariasis y otras zoonosis, el 54% dijo que sí, el 17% dijo que no y un 29% dijo que sólo si el propietario preguntaba, ellos informaban (34).

Basándonos en los resultados de exámenes y encuestas, podemos concluir que la practica comun Veterinaria concerniente al aspecto zoonótico de la infestación con T. canis es inadecuada (34).

Se ha recomendado a los Veterinarios que den información a sus clientes, ya que la simple práctica higiénica es importante y fundamental para evitar el riesgo de larva migrans --

visceral (34).

Se recomienda también que los programas de desparasitación se comiencen a las 2 ó 3 semanas después de parir y debe incluir tanto a los cachorros como a las perras (6) (23) (34).

Algunas otras recomendaciones para minimizar riesgos serían:

- a) Reducir el número de cánidos y demás mascotas no controlados ó sin propietario que los atienda.
- b) Evitar la contaminación de pisos, pavimentos y lugares públicos con heces de perros.
- c) Estimular y hacer comprender la responsabilidad social de un propietario de mascotas, haciendo cumplir las leyes al respecto.
- d) Educar e informar al público y a los propietarios de perros lo concerniente a los riesgos de salud pública de las enfermedades zoonóticas.
- e) Desparasitar a los cánidos y mascotas regularmente (4) (7) (8) (12) (34).

#### ALGUNOS ASPECTOS EN TORNO A LA BIOLOGIA DEL GERBO MONGOLICO.

Los gerbos son habitantes naturales de las zonas áridas y semiáridas de Africa, Asia y el Oriente Medio (50).

Existen muchas especies de gerbos y cada una de ellas tiene un nombre que se basa en su localización o en sus características físicas. Los gerbos son mamíferos del orden de los Rodedores y de la familia Cricetidae (50).

El gerbo de Mongolia (Meriones unguiculatus) es el más cono-

cido de todos, y es el que comúnmente se importa para la venta en tiendas de mascotas o para uso en laboratorios, además de ser una de las especies más altamente domesticables (50). Tiene un pelo grisáceo café o rojo café, a excepción de la parte ventral, la cual tiende a ser de colores claros. El macho adulto mide del extremo del hocico a la base de la cola 10 cm de largo y pesa aproximadamente 100 gr. Las hembras son generalmente más pequeñas (50).

En la actualidad, debido a su resistencia y características de gran adaptación y fácil manejo, se introducen de manera importante en los bioterios de México y el mundo. Se han desarrollado estudios en torno a la epilepsia y amibiasis en ellos (50).

## M A T E R I A L Y M E T O D O S

El desarrollo de este trabajo experimental, se llevó a cabo en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria, de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM, Carretera Cuautitlán-Teoloyucan, Km 3.5, Cuautitlán Izcalli, Estado de México.

La obtención y recolección de huevos fue a partir de hembras de T. canis adultas. Estas fueron recolectadas a la necropsia y tomadas del intestino delgado de cachorros menores de 6 meses, los cuales fueron recolectados de algunos consultorios Veterinarios de la zona de Coacalco, Estado de México.

Una vez identificadas las hembras de T. canis, se extrajeron los huevos de los úteros de las mismas, realizando un corte transversal de su cuerpo, se obtuvo el útero y en forma manual se separaron los huevos del resto del contenido y partículas mayores.

Los huevos obtenidos se colocaron en cajas de Petri de 10 cm de diámetro, mismas que contenían una solución de formol al 1% y se mantuvieron en una estufa de cultivo a una temperatura de 24° C durante 21 días. Durante este periodo, se reponía cada tercer día la solución de formol al 1% que se evaporaba. Una vez formada la larva de segundo estadio dentro de los huevos, se recobraban éstos y se calculaba la cantidad de huevos por mililitro de suspensión, y por último, se hizo la revisión de viabilidad larvaria (movimiento) a la observación

microscópica.

Los huevos larvados se inocularon intragástricamente, la cantidad de huevos para cada animal se suspendió en 0.4 ml de agua destilada. La inoculación intragástrica se realizó con una sonda de 3mm de diámetro. Se utilizaron 28 gerbos mongólicos (Meriones unguiculatus) de 5 a 7 meses de edad. Estos se dividieron en 4 grupos de 7 animales cada uno. Los gerbos -- fueron donados por el bioterio de la Escuela Superior de Medicina del Instituto Politécnico Nacional. Los animales fueron alimentados con concentrado comercial para roedores, suplementado con semillas de girasol, granola y zanahorias. El agua se proporcionó ad-libitum. El número de huevos inoculado a cada grupo fué diferente. El grupo 1 se inoculó con 10.000 huevos larvados (hl), el grupo 2 se inoculó con 5.000 hl, el grupo 3 fué inoculado con 2.500 hl y el grupo 4 sirvió de -- grupo control, administrándosele agua destilada.

Se sacrificaron 2 gerbos de cada grupo los días 15 y 30 después de la inoculación y 3 animales el día 60. Se extrajeron de cada animal el bazo, cerebro, hígado, músculo (20 gramos - aproximadamente), pulmón y riñón. Los órganos obtenidos se - colocaron en un aparato de Baermann por 24 horas a 37°C, el aparato de Baermann en lugar de agua, contenía jugo gástrico artificial; transcurrido el tiempo, el líquido obtenido y los restos del tejido se centrifugaron a 2.000 rpm durante 5 min. se eliminó el sobrenadante y se contaron al microscopio el - total de larvas en el sedimento.

El análisis estadístico se realizó por medio de los siguientes métodos:

- a).-ANÁLISIS DE VARIANZA (ANOVA)
- b).-PRUEBA DE TUKEY (diferencia mínima significativa honesta) (21).

El material de laboratorio que se utilizó fue el siguiente:

- Acido clorhídrico al 10% (Lab. Monterrey)
- Agua destilada
- Alimento peletizado para roedor. Nutricubos purina.  
Análisis: Humedad 12%; Proteína 14%; Grasa 1.8%; Fibra 16%  
Cenizas 8%; E.L.N. 48.2%; Calcio 0.75%; Fósforo 0.45%.
- Aparato centrifugador Solbat 1297.
- Aserrín (cama)
- Cajas de Petri de 10 cm de diámetro
- Cajas de vidrio de 25x20x15 cm selladas con silicón.
- Equipo de disección (pinzas dientes de ratón. bisturí y tijeras)
- Estufa de cultivo Blue M
- Gasas estériles
- Guantes quirúrgicos
- Jeringas de 3 y 1 ml desechables
- Mamilas de plástico de 250 ml (bebederos)
- Marcador indeleble
- Microscopio compuesto Rossbach Kyowa
- Mortero de porcelana.

- Pepsina (Lab. Monterrey)
- Solución de formol al 1%
- Sonda oral de 3 mm de diámetro para lactantes.
- Tapones de hule para mamila con tubo de acero inoxidable.

## RESULTADOS Y DISCUSION

Los animales de todos los lotes (con excepción del lote testigo), independientemente del número de larvas inoculadas - presentaron gran cantidad de las mismas en todos los órganos estudiados.

En el cuadro 1 se presenta el número de larvas encontradas en los gerbos infectados con 10,000 huevos larvados de T. canis. En este grupo, el órgano que presentó mayor número de larvas fué el músculo esquelético con un promedio de 137.2 larvas -- por cada 20 gr de músculo, y el que presentó menor número fué el bazo con un promedio de 7.4 larvas. Pese a lo anterior, no existió una predilección estadísticamente significativa -- ( $\alpha=0.05$ ) hacia alguno de los órganos estudiados (anexo 1). Por la prueba de TUKEY tampoco hubo diferencias significativas (anexo 9).

El cuadro 2 presenta el número de larvas encontradas en los gerbos infectados con 5,000 huevos larvados. El órgano que - presentó mayor número de larvas fue músculo esquelético, con 95.1 larvas, y el que presentó menor cantidad fue el bazo con un promedio de 7.4 larvas por gerbo. Se demostró mediante la prueba de ANOVA, que existe predilección estadísticamente - significativa ( $\alpha=0.05$ ) del parásito hacia algunos de los órganos que fueron estudiados en este grupo (anexo 2).

Mediante la técnica estadística de TUKEY, se encontró diferencia entre los siguientes órganos: bazo-cerebro, bazo-mús-



culo, cerebro-hígado, cerebro-pulmón, hígado-músculo y músculo-pulmón (anexo 10).

Ahora presentamos el número de larvas encontradas en los diferentes órganos de los animales infectados con 2,500 huevos larvados. El promedio de larvas encontradas en cada animal fue de 248.8, el órgano que presentó mayor número fue músculo esquelético con 108 y bazo el menor con 7.1 larvas en promedio (cuadro 3). Por ANOVA también se demostró que existe preferencia estadísticamente significativa ( $\alpha=0.05$ ) del parásito hacia algunos órganos estudiados (anexo 3). Por TUKEY se demostró que la diferencia entre órganos fue: bazo-músculo, cerebro-músculo, hígado-músculo, músculo-pulmón y músculo-riñón (anexo 11).

Por la prueba de TUKEY los grupos del grupo inoculado con 10,000 huevos larvados presentaron estadísticamente ( $\alpha=0.05$ ) mayor número de larvas que el grupo inoculado con 2,500, pero no con el de 5,000. No se presentaron diferencias estadísticas entre el grupo de 5,000 y el de 2,500 (cuadro 7, anexo 16).

En el cuadro 7 se resume la cantidad de larvas encontradas en cada órgano de los animales inoculados con 2,500, 5,000 y 10,000 huevos larvados; al realizar la prueba de ANOVA, se demostró que existe preferencia de las larvas hacia algunos de los órganos estudiados. Por la prueba de TUKEY se encontró que, los órganos entre los que había diferencia estadística ( $\alpha=0.05$ ) fueron: bazo-cerebro, bazo-músculo, hígado-músculo

y músculo-riñón (anexo 15).

El número de larvas encontradas en los gerbos sacrificados 15 días después de la inoculación independientemente del número de huevos larvados inoculados (10.000, 5.000 y 2.500) se muestra en el cuadro 4, la cantidad de sacrificados a los 30 días se presenta en el cuadro 5, y en el cuadro 6 el número encontrado en los animales sacrificados 60 días después de la inoculación.

En gerbos revisados 15 días post-inoculación, la cantidad de larvas encontradas en cada órgano no mostró una diferencia significativa ( $\alpha=0.05$ , anexo 4), en contraste, en los gerbos de los grupos sacrificados entre los 30 y 60 días si se encontró diferencia significativa ( $\alpha=0.05$ ) de la distribución de larvas en los diferentes órganos (anexos 5 y 6). Lo anterior, puede deberse a que transcurriendo el tiempo las larvas tienden a migrar selectivamente hacia algunos órganos estudiados (la mayor migración es hacia músculo esquelético). Al realizar la prueba estadística de TUKEY se demostró que sólo hay diferencia significativa ( $\alpha=0.05$ ) en el grupo de los sacrificados a los 30 días post-inoculación fueron: músculo esquelético y bazo, en los demás no hubo diferencia significativa (anexo 13). En los animales sacrificados 60 días después de la inoculación se presentaron diferencias estadísticas entre los siguientes órganos: bazo-cerebro, bazo-músculo, cerebro-hígado, cerebro-pulmón, cerebro-riñón, hígado-músculo, músculo-pulmón y músculo-riñón (anexo 14). No se encontró

diferencia en la prueba de TUKEY para los órganos en gerbos sacrificados a los 15 días (anexo 12).

No se encontraron diferencias significativas ( $\alpha=0.05$ ) en el número total de larvas recolectadas en los animales sacrificados a los 15, 30 o 60 días, sólo que la distribución en los órganos fue diferente. En ratones inoculados con huevos de T. canis, conforme pasa el tiempo, también hay una migración selectiva de las larvas hacia algunos órganos, en este caso cerebro (Oshima, 1982). Nosotros encontramos que esta migración selectiva en los gerbos es hacia tejido muscular. Lo anterior, probablemente sea debido al comportamiento biológico del parásito en los gerbos, o a que el tejido muscular tenía mayor volumen que los demás órganos estudiados. Rodríguez en 1991 encontró que larvas de un parásito muy parecido a T. canis (Toxocara cati), también migraba selectivamente hacia algunos órganos de gerbos inoculados. Los órganos hacia los que migran las larvas de T. cati en gerbos son, en orden decreciente: músculo esquelético, pulmones, hígado, riñones, bazo y cerebro; esta migración es diferente a la que nosotros observamos en T. canis.

El número de larvas encontradas en todos los animales, siempre fue muy inferior al número de huevos larvados inoculados. El porcentaje de larvas recuperadas en promedio de gerbos inoculados con 10,000 fue de 6.21%, de los inoculados con 5,000 fue 5.08% y de los inoculados con 2,500 se recuperaron 9.95%.

Algunas de las razones por las que no se recuperó el total de larvas inoculadas fueron:

- no todas las larvas inoculadas eran viables al momento de la inoculación.
- migración hacia órganos que no fueron estudiados: ojos, corazón, intestino, tejido subcutáneo, etc.
- debido a los movimientos peristálticos, algunas larvas viables no alcanzan pared intestinal y son eliminadas en las heces.
- durante el proceso de recuperación de las larvas, algunas se pierden ya que el proceso resulta ser grosero.
- por errores humanos al realizar el conteo de larvas al microscopio.

El no recuperar el total de larvas inoculadas en todos los animales es similar a lo reportado por otros autores (10, 15, 19, 20, 26, 28, 33).

En los animales pertenecientes al lote testigo no se encontraron larvas en ninguno de los órganos analizados. Los animales muertos del día 1 al 15 después de la inoculación se consideraron dentro del grupo de sacrificados a los 15 días. Los que murieron del día 16 al 30 se tomaron en cuenta dentro del grupo de sacrificados a los 30 días y por último, los animales que murieron dentro de los 31 a 60 días se tomaron en cuenta en el grupo de sacrificados a los 60 días.

Oshima (1973) reporta que a las 44 horas después de la inoculación con huevos larvados de T. canis en ratones blancos, a-

proximadamente el 98% de las larvas se concentraron en el --  
hígado y los pulmones; de las 48 a las 84 horas, el número de  
larvas en el hígado disminuyó rápidamente; y después de estas  
84 horas hasta el octavo día, la disminución fué gradual en --  
el número de larvas (33).

Se observaron dos fases sucesivas en la invasión por larvas  
en el pulmón, entre el segundo y el quinto día, y después en-  
tre el quinto y el octavo día (33).

Las larvas se encontraron también en el riñón, bazo y corazón  
a partir del segundo hasta el octavo día (33).

Las larvas se acumularon rápidamente en el cerebro alrededor  
del séptimo día, pero después del octavo día, no muestran in-  
cremento en su número (33).

# CUADRO 1

Larvas recuperadas a diferentes tiempos en gerbos inoculados con 10,000 h. l. de T. canis.

Días post inoculación	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
5	5	65	15	185	589	23	882
15	6	113	51	180	36	87	473
16	2	317	129	128	66	72	714
22	8	24	16	144	12	17	221
23	10	7	35	164	10	15	241
38	10	107	24	80	27	12	260
49	11	187	15	80	27	52	372
total	52	820	285	961	767	278	
media	7.4	117.1	40.7	137.2	109.5	39.7	

## CUADRO 2

Larvas recuperadas a diferentes tiempos en gerbos inoculados con 5,000 h. l. de T. canis.

Días post Inoculación	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
5	1	50	10	48	11	27	147
15	11	70	9	106	53	32	281
30	8	53	18	72	12	28	191
30	9	24	17	96	36	15	197
43	3	93	20	172	12	64	364
53	8	40	25	76	3	28	180
60	12	270	10	96	8	22	418
total	52	600	109	666	135	216	
media	7.4	85.7	15.5	95.1	19.2	30.8	

### CUADRO 3

Larvas recuperadas a diferentes tiempos en gerbos inoculados con 2.500 h. l. de T. canis

Días post inoculación	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
15	1	62	20	56	38	34	211
15	6	110	31	192	179	41	559
22	14	18	12	100	11	22	177
30	5	20	17	140	18	12	212
30	5	21	16	80	15	26	163
58	7	45	17	68	15	12	164
59	12	28	35	120	30	31	256
total	50	304	148	756	306	178	
media	7.1	43.4	21.1	108	43.7	25.4	



## CUADRO 4

Distribución de larvas por órganos a los 15 días post-inoculación

No. gerbo	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
1	5	65	15	185	589	23	882
2	6	113	51	180	36	87	473
3	1	50	10	48	11	27	147
4	11	70	9	106	53	32	281
5	1	62	20	56	38	34	211
6	6	110	31	192	179	41	559
Total	30	470	136	767	906	244	
Media	5	78.3	22.6	127.8	151	40.6	

Nota: Se presenta el no. de larvas encontradas independientemente del no. inoculado.

## CUADRO 5

Distribución larvaria por órganos a los 30 días post-inoculación

No. gerbo	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
1	2	317	129	128	66	72	714
2	8	24	16	144	12	17	221
3	8	53	18	72	12	28	191
4	9	24	17	96	36	15	197
5	5	20	17	140	18	12	212
6	14	18	12	100	11	22	177
Total	46	456	209	680	155	166	
Media	7.6	76	34.8	113.3	25.8	27.6	

Nota: Se presenta el no. de larvas encontradas independientemente del no. inoculado.

## CUADRO 6

Distribución larvaria por órganos a los 60 días post-inoculación.

No. gerbo	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
1	10	7	35	164	10	15	241
2	10	107	24	80	27	12	260
3	11	187	15	80	27	52	372
4	3	93	20	172	12	64	364
5	8	40	25	76	3	28	180
6	12	270	10	96	8	22	418
7	5	21	16	80	15	26	163
8	7	45	17	68	15	12	164
9	12	28	35	120	30	31	256
<b>Total</b>	<b>78</b>	<b>798</b>	<b>197</b>	<b>936</b>	<b>147</b>	<b>262</b>	
<b>Media</b>	<b>8.6</b>	<b>88.6</b>	<b>21.8</b>	<b>104</b>	<b>16.3</b>	<b>29.1</b>	

Nota: Se presenta el número de larvas encontradas independientemente del no. inoculado.

## CUADRO 7

No. de larvas recuperadas por órgano en los gerbos  
inoculados con 10000, 5000 y 2500 h. l. de I. canis.

Grupo	Bazo	Cerebro	Hígado	Músculo	Pulmón	Riñón	Total
10,000	52	820	285	961	767	278	3163
5,000	52	600	109	666	135	216	1778
2,500	50	304	148	756	306	178	1742
Total	154	1724	542	2383	1208	672	
Media	51.3	574.6	180.6	794.3	402.6	224	

## CUADRO 8

No. Total de larvas recuperadas por gerbo por grupo

grupo gerbo	10,000	5,000	2,600
1	882	147	211
2	473	281	559
3	714	191	212
4	221	197	177
5	241	364	163
6	260	180	164
7	372	418	256
Total	3163	1778	1742
Media	451.8	254	248.8

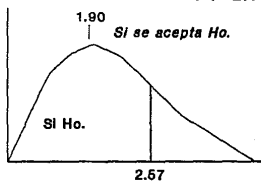
# ANEXO 1

## Tabla por órgano Grupo 1.

C=238204.02  
 SCTL=462880.98  
 SCTR=96856.40  
 SCER=366024.67

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	462880.98	19371.28	1.90
E	36	96856.40	10167.34	
TOT	41	559737.38		

FT=2.57



Comparación de órganos del grupo inoculado con 10,000 hl de T. canis

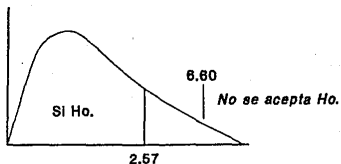
## ANEXO 2

### Tabla por órgano Grupo 2

**C= 75268.66**  
**SCTL=106297**  
**SCTR=50877.34**  
**SCER=5541.66**

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	50877.34	10175.46	6.60
E	36	55419.66	15390.43	
TOT	41	106297.00		

**FT=2.57**



Comparación por órganos del Grupo Inoculado con 5,000 h l de T. canis.

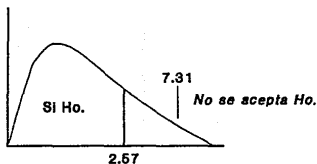
## ANEXO 3

### Tabla por órgano Grupo 3

C=72251.52  
 SCTL=87256.48  
 SCTR=43987.90  
 SCER=43268.58

F.V.	GL.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	43987.90	8797.58	7.31
E	36	43268.58	1201.90	
TOT	41	87256.48		

FT=2.57



Comparación por órgano del grupo inoculado con 2,500 h l de T. canis.



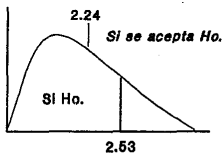
## ANEXO 4

Tabla de órganos de gerbos a los 15 días post-inoculación

C= 181050.25  
 SCTL=381360.75  
 SCTR=103775.91  
 SCER=277584.84

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	103775.91	20755.18	2.24
E	30	277584.84	9252.82	
TOT	35	381360.75		

FT=2.53



Comparación en gerbos sacrificados a los 15 días post-inoculación.

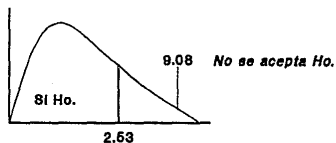
## ANEXO 5

Tabla de órganos de gerbos a los 30 días post-inoculación

C= 81605.44  
 SCTL= 136560.56  
 SCTR=46378.22  
 SCER=90182.34

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	46378.22	27312.11	9.08
E	30	90182.34	3006.07	
TOT	35	136560.56		

FT=2.53



Comparación en gerbos sacrificados a los 30 días post-inoculación.

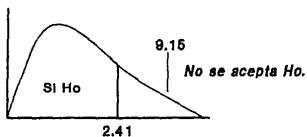
## ANEXO 6

Tabla por órgano en gerbos a los 60 días post-inoculación.

C=108272.66  
 SCTL=153309.34  
 SCTR=74843.56  
 SCER=78460.78

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	74843.56	14968.71	9.15
E	48	78460.78	1634.59	
TOT	53	153304.78		

FT=2.41



Comparación en gerbos sacrificados a los 60 días post-inoculación.

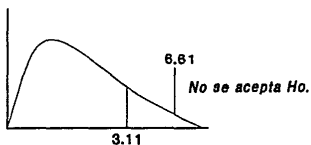
# ANEXO 7

Tabla por grupos y órganos

C=2481249.38  
SCTL=1560871.62  
SCTR=1145148.28  
SCER=415723.34

F.V.	GL.	S.C.	C.M.	FC
Tx	5	1145148.28	229029.65	6.61
E	12	415723.34	34643.61	
TOT	17	1560871.62		

FT=3.11



Comparación de larvas totales por grupo por órganos.

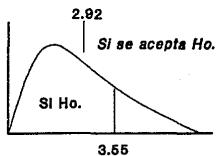
# ANEXO 8

Tabla por gerbo y grupo

C=2126785.19  
SCTL=765325.81  
SCTR=187560.09  
SCER=577765.72

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	FC
Tx	2	187560.09	93780.04	2.92
E	18	577765.72	32098.09	
TOT	20	765325.81		

FT=3.55



Comparación de larvas totales por gerbo por grupo.

# ANEXO 9

## LARVAS POR ORGANO GRUPO I

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	109.27	NS
B-H	38.29	NS
B-M	129.86	NS
B-P	102.15	NS
B-R	32.29	NS
C-H	76.43	NS
C-M	20.14	NS
C-P	7.57	NS
C-R	77.43	NS
H-M	96.57	NS
H-P	68.86	NS
H-R	1	NS
M-P	27.71	NS
M-R	97.57	NS
P-R	68.86	NS

DMSH=q.8x

q=4.39

Sx=38.11

DMSH=167.30

Comparación del número de larvas por órganos del grupo  
inoculado con 10,000 h l

Nota: Las acotaciones se encuentran en el anexo 16.

# ANEXO 10

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	78.29	8
B-H	8.15	NS
B-M	87.72	8
B-P	11.86	NS
B-R	23.43	NS
C-H	70.14	8
C-M	9.43	NS
C-P	88.43	8
C-R	84.86	NS
H-M	79.67	8
H-P	3.718	NS
H-R	15.86	NS
M-P	75.86	8
M-R	64.29	NS
P-R	11.57	NS

DMGH=q.8x

q=4.39

8x=14.82

DMGH=66.09

Comparación del número de larvas por órgano del grupo  
Inoculado con 5,000 h. l.

Nota: Las anotaciones se encuentran en el anexo 16.

# ANEXO 11

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	36.20	NS
B-H	14.0	NS
B-M	100.86	S
B-P	36.57	NS
B-R	18.28	NS
C-H	22.28	NS
C-M	64.58	S
C-P	0.28	NS
C-R	18.0	NS
H-M	86.66	S
H-P	22.57	NS
H-R	4.28	NS
M-P	64.24	S
M-R	82.68	S
P-R	110.84	NS

DMSGH-q.8x

q=4.39

8x-18.10

DMSGH-67.62

Comparación del número de larvas por órgano del grupo  
Inoculado con 2,500 h. l.

Nota: Las notaciones se encuentran en el anexo 10.



# ANEXO 12

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	78.88	NS
B-H	17.86	NS
B-M	122.88	NS
B-P	146.0	NS
B-R	85.66	NS
C-H	55.67	NS
C-M	49.5	NS
C-P	72.67	NS
C-R	87.67	NS
H-M	105.17	NS
H-P	128.34	NS
H-R	18.0	NS
M-P	29.17	NS
M-R	87.17	NS
P-R	1.88	NS

DMSH=q.8x

q=4.11

8x=39.27

DMSH=161.89

Comparación del número de larvas por órgano  
a los 15 días post-inoculación.

Nota: Las anotaciones se encuentran en el anexo 16.

# ANEXO 13

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	68.0	NS
B-H	28.88	NS
B-M	108.38	S
B-P	11.88	NS
B-R	19.88	NS
C-H	41.17	NS
C-M	37.38	NS
C-P	51.88	NS
C-R	48.88	NS
H-M	78.56	NS
H-P	9.0	NS
H-R	7.17	NS
M-P	87.5	NS
M-R	88.67	NS
P-R	1.88	NS

DMGH=q.8x

q=4.11

Sx=22.80

DMGH=91.94

Comparación del número de larvas por órgano  
a los 80 días post-inoculación.

Nota: Las anotaciones se encuentran en el anexo 18.

# ANEXO 14

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	120.0	S
B-H	19.83	NS
B-M	148.0	S
B-P	11.5	NS
B-R	30.66	NS
C-H	100.17	S
C-M	28.0	NS
C-P	108.5	S
C-R	89.34	S
H-M	123.17	S
H-P	8.33	NS
H-R	10.88	NS
M-P	131.5	S
M-R	112.34	S
P-R	19.16	NS

DMSH=q.Sx

q=4.11

Sx=16.50

DMSH=67.82

Comparación del número de larvas por órgano  
a los 60 días post-inoculación.

Nota: Las anotaciones se encuentran en el anexo 15.

# ANEXO 15

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
B-C	529.33	S
B-H	129.33	NS
B-M	743.0	S
B-P	951.33	NS
B-R	172.67	NS
C-H	394.0	NS
C-M	219.67	NS
C-P	172.0	NS
C-R	350.66	NS
H-M	813.67	S
H-P	222.0	NS
H-R	43.34	NS
M-P	891.67	NS
M-R	570.33	S
P-R	178.66	NS

DM8H-q.8x

q=4.51

Sx=107.46

DM8H-484.64

Comparación del número de larvas por órgano por grupo.

Nota: Las anotaciones se localizan en el anexo 16.

# ANEXO 16

<u>TRATAMIENTO</u>	<u>DIFERENCIA</u>	<u>SIGNIFICANCIA</u>
2500 - 5000	197.85	NS
2500 - 10000	208.0	S
5000 - 10000	5.15	NS

DMSH-q.8x  
q-2.97  
8x-67.71  
DMSH-201.09

Comparación del número total de larvas por gerbo por grupo.

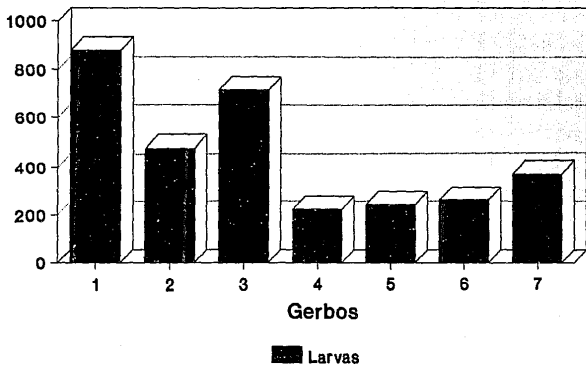
## ACOTACIONES

DMSH-Diferencia mínima significativa honesta  
NS- no hay significancia  
S- sí hay significancia  
q- Factor obtenido de tablas de rango estudentizado.  
8x- Desviación estándar de la media.

B= bazo  
C=cerebro  
H=hígado  
M=músculo  
P=pulmón  
R=riñón

# GRAFICA 1

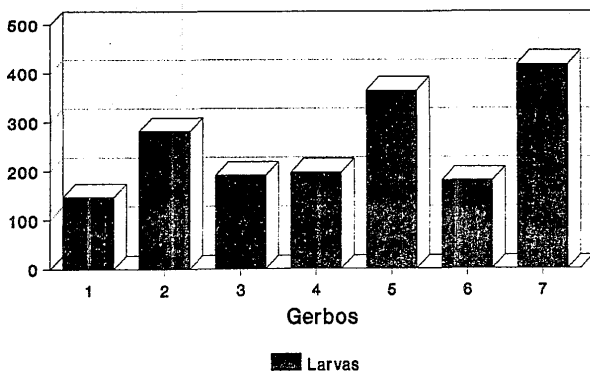
## LARVAS RECUPERADAS POR GERBO



Gerbos inoculados con 10,000 h. l.

## GRAFICA 2

### LARVAS RECUPERADAS POR GERBO

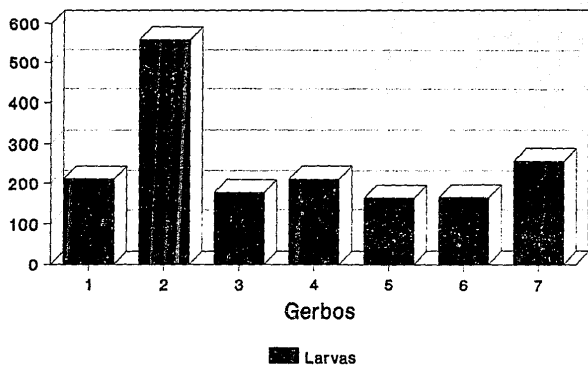


Gerbos inoculados con 5.000 h. l.

(52)

### GRAFICA 3

#### LARVAS RECUPERADAS POR GERBO

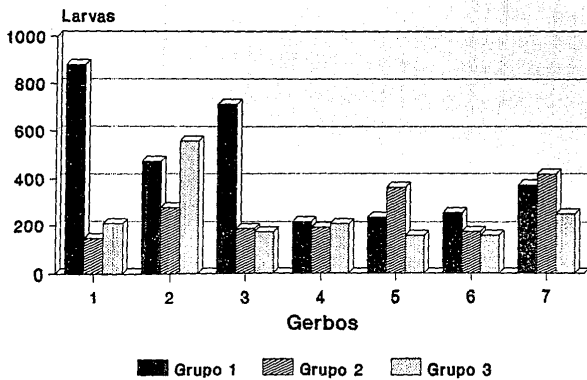


Gerbos inoculados con 2,500 h. l.



# GRAFICA 4

## LARVAS RECUPERADAS



## CONCLUSIONES

- a) La migración larvaria de Toxocara canis usando el gerbo como animal experimental, sí se desarrolló, ya que fueron encontradas larvas en todos los animales inoculados, en todos los órganos analizados y en los diferentes tiempos de sacrificio después de la inoculación.
- b) No hubo diferencias significativas en el número de larvas presentes en los órganos revisados para animales inoculados con 10,000 huevos. Sin embargo, sí se presentaron en los gerbos inoculados con 5,000 y 2,500 huevos larvados.
- c) Los órganos en los cuales se encontró una mayor cantidad de larvas fueron, en orden decreciente:

Musculo esquelético	35.63%
Cerebro	24.30%
Pulmones	18.08%
Riñón	10.03%
Hígado	8.40%
Bazo	2.30%

## B I B L I O G R A F I A

- 1.- Archivald, J. Canine Medicine. 4a. Ed. Edit. Modern Veterinary Textbook series. Canada. 1981.
- 2.- Beaver, P: Clinical Parasitology, 9th ed. Edit. Lea y Febiger. E. U. A.. 1984.
- 3.- Brown, H. W.; Neva, A: Basic Clinical Parasitology, 5th Ed.
- 4.- Burke, T. M.; Roberson, E. (1979) Use of Fenbendazole Suspension (10%) against experimental infection of Toxocara canis and Ancylostoma caninum in Beagle pups. Am.J.Vet. Res. 40:4.
- 5.- Byers, B. and Kimura J. (1974) Uveitis after death of a larva in the Vitreous Cavity. Am.J. Ophthalmol. 77:1
- 6.- Charleston, W. A. (1973) Toxocara and Public health. N. Z. Vet. J. 25: 171-172.
- 7.- Congdon, L. L.; Ames, R. (1973) Thiabendazole for control of Toxocara canis in the dog. Am. J. Vet. Res. 34:3
- 8.- Corwin, R. M. and Miller, T. A. (1978) Anthelmintic efficacy of Thenium Closylate-Piperazine Phosphate combination tablets against Toxocara canis in pups and young dogs. Am. J. Vet. Res. 39:2
- 9.- Cypess, R. H.; Karol, M. H. (1977) Larva-Specific Antibodies in patients with Visceral Larva Migrans. J. of Infect Dis. 135:4

- 10.-Dada, B. J. and Lindquist, W. D.: 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. J. A. V. M. A. 174:6
- 11.-Dada, B. J. (1979) A new technique for the recovery of Toxocara eggs from soil. J. of Helmitol. 53: 141-144
- 12.-Dubey, J. P. (1979) Effect of Fenbendazole on Toxocara canis Larvae in Tissues of infected dogs. Am. J. Vet. Res. 10:10.
- 13.-Dubey, J. P. (1973) Patent Toxocara canis infection in ascarid naive dogs. J. Parasitol. 64:6: 1021-23.
- 14.-Greve, J. H. (1971) Age resistance to Toxocara canis in Ascarid free dogs. Am. J. Vet. Res. 32:2
- 15.-Glickman, L. and Brian. A. (1983) Experimental Toxocara canis infection in Cynomolgus macaca (Macaca fascicularis). Am. J. Vet. Res. 44:12
- 16.-Glickman, L. T. and Cypess, R. (1979) Canine and Human Toxocariasis: Review of Transmission, Pathogenesis and Clinical Disease. J. A. V. M. A. 15
- 17.-Glickman, L. T. and Winslow, L. J. (1981) Serological response of ascarid-free dogs to Toxocara canis infection J. Parasitol. 82: 383-387
- 18.-Gordon, W. G.; Frothingham, T. E. (1977) Toxocara canis infection: Clinical and Epidemiological Association with Seropositivity in Kinder garten Children. J. Inf. Dis. 135:4

- 19.-Hay, J. (1984) Experimental Toxocariasis in mice and its effect on their behaviour. Ann. Trop. Med. Parasitol. 78:2:145-155
- 20.-Holt, P. E., Clarkson, M. J. and Kerlake, M. (1981) Anthelmintic test of Toxocara canis infection in mice. Vet. Rec., 4:108
- 21.-Hurley, D., Aguilar. Técnicas de diseño experimental: Centro de Investigación y de Estudios Avanzados, FES-C, UNAM.
- 22.-Jaskosky, J. (1982) Intestinal parasites of Well-Cared for dogs; an area revisited. Am. J. Trop. Med., 31:6; 1107-1110
- 23.-Jubb and Kennedy, X.: Pathology of domestical Animals. Vol. 2. 2a. Ed., Edit. Academic Press, E.U.A., 1970.
- 24.-Kornblatt, A. N. and Schantz, P. (1980) Veterinary and Public health considerations in canine roundworm control: A survery of Practicing Veterinarians. J. A. V. M. A., 177:12
- 25.-Lapage, G., Parasitología Veterinaria, 6a. Ed., Edit. -- Continental, México, 1981.
- 26.-Lee, K.T.; Hong-Ki, M. and Chin, T. (1976) Transplacental Migration of Toxocara canis larvae in experimentally infected mice. J. Parasitol., 62:3; 460-465

ESTA TESIS NO DEBE  
SALIR DE LA BIBLIOTECA

- 27.-Lightner, L.; Bruce, M. (1978) Epidemiologic Findings on canine and feline intestinal Nematode Infections from records of the Iowa State University Veterinary Clinic. J. A. V. M. A., 172:5
- 28.-Lloyd, P. H. and Soulsby, E. J. (1983) Periparturient immunosuppression in the bitch and its influence on infection with Toxocara canis. J. Small Animal Pract., 24; 237-247
- 29.-Malloy, W. F. and Embil, J. A. (1978) Prevalence of Toxocara spp and other parasites in dogs and cats in Halifax, Nova Scotia. Can. J. Comp. Med., 42
- 30.-Merck, El manual Merck de Veterinaria. 3a. ed., Edit. Merck and Co., Inc. Rahway, N. J., USA, 1988.
- 31.-Olsen, Parasitologia animal. Vol 2, Edit. Aedos. España, 1977.
- 32.-Olson, L. J. and Izzat, N. N.: Tissue Nematodes. 1970. 228-233.
- 33.-Oshima, T. (1970) Standardization of Techniques for infecting Mice with Toxocara canis and observations on the normal migration routes of the larvae. Department of Tropical Medicine and Public Health, School of Medicine, Tulane University, New Orleans, Louisiana, USA.
- 34.-Ostrow, M.: Gerbils. A complete Introduction. Edit. TFH Publication Inc. USA 1987.

- 35.-Pegg, E. J. (1977) A new approach to the control of Toxocara canis and other parasitic ova on concrete-floored kennel runs. Br. Vet. J. 133
- 36.-Rodriguez, S., Introducción experimental de la larva 2 - infestante de Toxocara cati en gerbos Mongólicos (Meriones unguiculatus) para evaluar su comportamiento migratorio y distribución somática. Tesis, FES Cuautitlán, UNAM, 1991.
- 37.-Schantz, P. M. (1981) Toxocariasis in dogs and Humans, California Veterinarian, 7: 17-18 (1981).
- 38.-Schantz, P. M.; Glickman, L. (1979) Canine and Human -- Toxocariasis: The Public Health problem and the Veterinarian role in prevention. J. A. V. M. A., 175:12
- 39.-Small, K.; Brooks, W. (1989) Surgical Management of retinal traction caused by Toxocariasis. A. J. of Ophthalmol, 108: 10-14
- 40.-Smith, P.; Hardy, C. (1971) Unusual presentation of ocular Toxocara infestation. Brit. J. Ophthalmol., 55:317
- 41.-Soulsby, E.; Helminths, Arthropods and Protozoo of Domesticated animals. 7th Ed., Edit. Lea and Febiger, E. U. A. 1982.
- 42.-Stevenson, P. (1979) Toxocara and Ascaris infection in British pigs. A serological survey. Vet. Rec., 104: 526-28.

- 43.-Stiles. T. J. (1962) Incidence of Toxocara canis and other helminth parasites of dogs in Mexico City. J. Parasitol.. 53: 822-823
- 44.-Tomimura, T.; Masaharu, Y. and Hiroaki, T. (1979) Experimental Visceral Larva Migrans in Monkeys: Clinical, Hematological, Biochemical and Gross Pathological observations on Monkeys inoculated with embryonated eggs of the dog Ascarid Toxocara canis.
- 45.-Tongson, M.; Dayrit, A. (1972) Effect of tetramisole on the somatic Toxocara canis larvae in white rats. College of Philippines Diliman Quezon City. 53-64.
- 46.-Turner, T.; Buet, M. (1977) A survey of Patent nematode infestations in dogs. Vet. Rec., 2.
- 47.-Warren, K., and Mahmoud, A. (1977) Algorithms in the Diagnosis and Management of Exotic Diseases. Ascariasis and Toxocariasis. J. Infec. Dis., 135:5.
- 48.-Welch, J. S.; Dobson, C. and Freeman, C. (1979) Distribution and Diagnosis of Dirofilariasis and Toxocariasis in Australia. Australian Vet. J., 55.
- 49.-Wilkinson, CH., and Welch. (1971) Intraocular Toxocariasis. Am. J. of Ophthalmol., 71:4: 921-930.
- 50.-Woodruff, A. W. (1970) Toxocariasis. Brit. Med. J., 3: 663-669.
- 51.-Yang, J.; Keystone, J. S. (1982) Toxocara Antibodies in Veterinarian Personnel. Can. Vet. J., 23: 126-128.



52.-Zyngier, F. R. and Brockbank, A. (1974) Electron microscopy of the lung in experimental Toxocara canis infection  
Ann. Trop. Med. and Parasitol., 68:2.