

75 2c



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

" INOCULACION EXPERIMENTAL DE LA LARVA 2
INFESTANTE DE Toxocara cati (Werner, 1782)
EN JERBOS MONGOLICOS (Meriones unquiculatus)
PARA EVALUAR SU COMPORTAMIENTO MIGRATORIO
Y DISTRIBUCION SOMATICA"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

P R E S E N T A

MA. DEL SOCORRO RODRIGUEZ MALDONADO

DIRECTOR DE TESIS:

M.V.Z. PABLO MARTINEZ LABAT

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX. DIC. 1990

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



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.....	pág. 1
Introducción.....	pág. 4
Objetivos.....	pág. 22
Material y métodos.....	pág. 23
Resultados.....	pág. 32
Discusión.....	pág. 56
Conclusiones.....	pág. 61
Bibliografía.....	pág. 63

R E S U M E N

El presente trabajo se realizó con el propósito de evaluar la distribución somática y el comportamiento migratorio de la larva 2 infestante de Toxocara cati (Werner, 1782), en hospedadores paraténicos.

Se utilizaron treinta jerbos del desierto (Meriones unguiculatus) de ambos sexos, con edad fluctuante entre seis meses y un año; estos animales fueron separados al azar con el fin de obtener tres lotes constituidos cada uno por diez animales.

No se utilizó grupo control por no ser considerado necesario para la finalidad de la presente tesis, ya que los jerbos en los que se experimentó provenían de un bioterio en el cual fueron criados bajo condiciones de laboratorio.

En cada uno de los lotes los jerbos fueron inoculados de manera individual y artificial por vía oral de la siguiente manera:

El lote número uno fué inoculado con 2,500 huevos infestantes de Toxocara cati, el segundo lote con 5,000 huevos infestantes y el tercero con 10,000 huevos infestantes de Toxocara cati.

Cuando hubo transcurrido un mes posterior a la inoculación, se realizó el sacrificio de los animales en su totalidad, obteniendo los siguientes órganos: cerebro, pulmón, corazón, hígado, bazo, riñón y músculo esquelético. Los cuales fueron sometidos a digestión artificial para separar las larvas y poder determinar la distribución de la larva 2 en los órganos.

Los resultados encontrados en los tres lotes de jerbos mediante el conteo de larvas, nos indican que la larva 2 infestante de Toxocara cati se distribuye a las zonas estudiadas; encontrando el número más alto de larvas en músculo esquelético, pulmón e hígado; siguiendo en orden decreciente el corazón, riñón, bazo y cerebro.

El jerbo 4 del lote 3 fué el que presentó el mayor número de larvas somáticas; siendo éstas un total de 2,643.

Mediante los resultados obtenidos en el presente trabajo se concluyó que el jerbo del desierto se comporta como hospedero paraténico de Toxocara cati, teniendo afinidad éste parásito por el músculo esquelético.

También se observó que a mayor número de fases infestantes inoculadas fué mayor el número de larvas implantadas en cada uno de los órganos; aún en el lote número tres en

el que se inocularon 10,000 huevos larvados, no existió saturación que hubiera impedido la migración larvaria.

El cerebro fué el órgano en el que se encontró el menor número de larvas, a diferencia de resultados reportados en trabajos realizados con Toxocara canis, donde éste órgano fué el primero más afectado después del músculo esquelético. Esta última afirmación nos indica que hay diferencias en el comportamiento migratorio y distribución somática de Toxocara cati y Toxocara canis en éste trabajo.

I N T R O D U C C I O N

La toxocariasis felina es una enfermedad producida por la presencia y acción del nemátodo Toxocara cati (Sprent, 1956) que tiene importancia por dos aspectos básicos: el primero, es ejercer el parasitismo sobre los felinos en forma directa afectando la salud y desarrollo de diversas formas, y , en el segundo caso, teniendo diferentes tipos de hospederos paraténicos entre los que causa la afección denominada síndrome de larva migrans visceral (SLMV) que también afecta al hombre; condición que se considera el aspecto más relevante de este parasitismo en el cual están involucrados otros nemátodos. (Comunicación personal M.V.Z. Pablo Martínez Labat 1990).

En todo lugar en que convivan los gatos con el hombre, éste último corre el riesgo de sufrir lesiones severas a consecuencia de la migración de T. cati. (20)

En el año de 1921 Füllerbon fué el primero en reportar la invasión larvaria a tejidos de hospederos accidentales; y solo hasta el año 1952 Beaver y colaboradores encontraron e identificaron la larva en varios pacientes denominándola Larva Migrans (LM). Desde entónces se ha repor-

tado en gran cantidad de casos en diferentes partes del mundo como E.U., Inglaterra, Singapur, Norte de Africa, Australia, siendo reconocida también en Centro y Sudamérica. (1).

En la actualidad el SLMV representa un serio problema a resolver, ya que la enfermedad clínica se ha diagnosticado en 48 países diferentes con un total de más de 1900 casos humanos y en las encuestas serológicas realizadas con la prueba de ELISA en países del Norte de América se obtuvieron resultados positivos en 2.8% de 8,457 sueros examinados. (1).

La presente tesis pretende ser una contribución a aquellos trabajos realizados y los que se realizarán en torno a la toxocariasis como problema de salud pública; teniendo siempre presente la consigna de que el Médico Veterinario Zootecnista cuando salvaguarda la salud de los animales contribuye a la salud del hombre.

Toxocara cati es un parásito del grupo de los nemátodos, es decir, son gusanos cilíndricos. Es un ascárido común del gato doméstico y de algunos de sus congéneres salvajes, es de distribución cosmopolita localizándose su fase adulta en el intestino delgado de los felinos. (18, 23, 27, 32).

Los hospederos no naturales ó paraténicos incluyen una

lista representativa, encontrándonos que las lombrices de tierra, cucarachas, aves, ratones, cerdos y corderos pueden alojar al parásito no en su forma adulta, sino en su forma larvaria, denominada larva 2 somática. (11, 29, 30, 39, 41).

En su forma adulta, los machos miden de 4 a 6 cm. de largo y las hembras de 4 a 12 cm., el extremo anterior tiene los labios característicos de los ascáridos y está provisto de un par de aletas cervicales anchas que le dan configuración piriforme. Las papilas perianales del macho sirven para la identificación de la especie. (18).

Toxocara cati ha retenido el ventrículo esofágico, un carácter primitivo de la subfamilia Anisakidae, la mayoría de los cuales son parásitos de vertebrados inferiores. Este carácter se encuentra en las larvas de segunda fase y está en contraste con las alas cervicales que son probablemente características más superficiales no habiéndose desarrollado hasta que se alcanzó la fase adulta. (45).

Las espículas del macho miden 1.63-2.08 mm. de largo, los órganos genitales femeninos se extienden anterior y posteriormente a partir de la región vulvar. (36).

Los huevos son casi esféricos, con cápsula delgada con hoyuelos delicados (fosetas), y miden de 65 a 70 micrómetros

de diámetro. (35, 41).

Toxocara cati lleva a cabo un ciclo de vida clasificado como diheteromonógeno; es decir; que en el ciclo biológico interviene (n) el (los) hospedador (es) paraténico (s). Tal es el caso de que exista o no la presencia del hospedero paraténico el ciclo llega a desarrollarse completamente. Este ciclo de vida ha sido estudiado por Sprent en 1956, y se ha observado que difiere del ciclo biológico de Toxocara canis en varios aspectos que estudiaremos en éstas páginas. (29).

Las hembras adultas de Toxocara cati producen aproximadamente de 19,000 a 24,000 huevos por día; siendo ésta cifra bastante pequeña en relación a los huevos producidos por la hembra adulta de Toxocara canis, ya que se ha estimado que ésta última es capaz de poner hasta 200,000 huevos diarios. (40).

Cuando los huevos son expulsados del hospedador por medio de las heces no son infectantes; para que tengan capacidad infectiva se requiere que dentro de ellos se desarrolle el segundo estadio larvario, éste segundo estadio larvario solo se logrará después de 20 a 28 días con condiciones de adecuada humedad, oxígeno y adecuada temperatura ambiental. (8, 40, 49).

No existe la infección prenatal (como en el caso de Toxocara canis), si hay transmisión transmamaria y los hospedadores paraténicos juegan un papel importante en éste ciclo. La infestación se produce por ingestión de huevos que contienen en su interior la larva infestante de segundo estadio. (48).

Esta parasitosis tiene una importancia epizootiológica que radica en la relación existente entre los hospederos paraténicos y los felinos; cualquiera de los hospedadores paraténicos puede adquirir al parásito cuando ingieren huevos del mismo, conteniendo la larva 2 infestante. (47).

Los hospederos principales, especialmente los gatitos pueden adquirir fácilmente la infección por compartír con la madre la presa, pero no siempre se encuentra el riesgo de contraerlo de ésta manera. (15).

A continuación analizaremos las alternativas del ciclo biológico de Toxocara cati:

1.-Los hospederos principales que tienen en el intestino delgado las hembras adultas del parásito están eliminando constantemente huevos inmaduros ó sin larvar aún, que en el transcurso de 20 a 28 días en el medio ambiente propicio desarrollarán en su interior la larva 2 infestante, los animales lactantes ingieren la larva 2 por medio de heces ó al lamer la piel y los pezones de la madre sana aparentemente, la larva 2 eclosionará en el estómago del gato y

en unas cuantas horas se dirigirán al lumen intestinal, penetran y atraviesan la pared del intestino para alcanzar el torrente circulatorio por vía de la vena porta; por ésta vía llegan al parénquima hepático é ingresan a la vena postcava llegando a través de ésta al pulmón en donde desintegran la pared de los capilares al nivel de los alveolos y emigran por el árbol bronquial y tráquea a farínge, desde donde son deglutidas y después de una muda en la pared del estómago desarrollan hasta madurar en el intestino delgado; éste conjunto de acontecimientos se denomina migración traqueal. (16, 30, 47).

Cuando las larvas alcanzan el estadio adulto en la luz del intestino delgado son capaces de copular, por lo que la hembra ovopositará y los huevos aún no infestantes saldrán al medio ambiente a través de las heces del hospedero definitivo, para transformarse en unos días más en nuevas fases infestantes, (16, 30, 47).

El periodo de prepatencia en éste caso es de dos meses. (30).

2.-Otra alternativa del ciclo biológico de Toxocara cati es la siguiente: Cuando los huevos que contienen la larva 2 infestante son ingeridos por hospedadores parténicos: ratones, cucarachas, lombrices de tierra, aves, corderos. En

todos éstos hospederos los huevos eclosionan en el estómago e intestino y la larva de segundo estadio queda libre, éstas larvas libres son las migradoras activas. La larva 2 libre atraviesa la pared intestinal y en éste caso no llega a los alveolos pulmonares sino que, por medio de las venas pulmonares regresa al corazón y a través de la sangre bombeada por el corazón se distribuirán en toda la economía por la circulación general, la larva 2 permanecerá en éste estadio en el músculo esquelético, pulmón, hígado, cerebro, bazo y riñón de los hospederos paraténicos; cuando los felinos ingieren a éstos hospedadores se desarrolla la alternativa número 1 del ciclo biológico citada en la página anterior. (22).

En el caso de los hospederos paraténicos ésta modalidad de diseminación recibe el nombre de migración somática. La dirección tomada en la pared alveolar constituye el hecho crucial que establece la diferencia entre las vías de migración somática y visceral. (22).

Basándonos en el estudio del ciclo biológico de Toxocara cati podremos considerar la patogenia de ésta parasitosis en el gato por interesarnos éstos desde el punto de vista Médico Veterinario:

Las larvas de *T. cati* a través de su recorrido por el tracto gastrointestinal y al atravesar la mucosa del intestino ocasionan irritación. Alrededor de los primeros días postingestión de huevos conteniendo una fase larvaria de segundo estadio, la larva eclosiona en el estómago y llega a medir de 360 a 460 micrómetros. (47).

La larva puede pasar a través de la tráquea otra vez al estómago alrededor del día diez y alrededor del día veinte ó veintiuno se localizan en el estómago un gran número de larvas. Subsecuentemente su número aumenta en el intestino y en pulmón y en estómago decrece. La migración es realizada por la larva de segundo estadio y la larva de tercer estadio es la que retorna al tracto digestivo. La mayoría de las larvas de tercer estadio en el estómago e intestino se convertirán en parásitos adultos, una vez establecidos en la luz intestinal irritan la mucosa entérica de los animales jóvenes, pueden llegar a obstruir la luz del conducto digestivo y también producen secreciones tóxicas. (37).

Además de éstas acciones patógenas los parásitos se alimentan del quimo procedente del estómago que llega al intestino delgado ocasionando en el hospedador un estado de mal nutrición. (37, 50).

Debido a las acciones patógenas realizadas por los parásitos adultos se presentan algunos signos clínicos tales como adelgazamiento progresivo, retraso en el crecimiento, muestran el pelo hirsuto, con frecuencia el abdomen aparece voluminoso y caído. En algunos casos las heces son más blandas de lo ordinario, las mucosas están pálidas, muchas veces los animales están excitados e inquietos, pudiendo incluso producirse debilidad paralítica como consecuencia de la producción de toxinas. (37, 38).

Se presentan signos por larvas emigrantes, éstos signos consisten en espectoración debido a un cuadro neumónico, ya sea causado por la misma larva al pasar por el pulmón y destruir alveolos o debido a la acción inocultariz de la misma. Algunas ocasiones los gusanos adultos pueden ser arrojados en forma espontánea, es decir sin tratamiento antiparasitario previo. (37, 38).

Los signos nerviosos pueden ser tan marcados y severos que hagan pensar que el animal padece rabia; éstos signos nerviosos se atribuyen a la producción de toxinas que afectan al sistema nervioso central, éstas toxinas son producidas por los parásitos adultos de *T. cati*. (37).

La obstrucción intestinal a causa de numerosos gusanos

adultos en el intestino delgado puede ocasionar la muerte; los gusanos también pueden llegar a bloquear los conductos biliares, produciendo ictericia. (29)

Los parásitos adultos ocasionan una inflamación persistente del intestino, la cual produce cambios tisulares permanentes que se caracterizan por depósito de tejido conectivo e infiltración por macrófagos; se produce eosinofilia en los tejidos, inflamación alérgica de la pared intestinal, de bronquios y de conductos biliares, formación de nódulos parasitarios (granulomas) en órganos viscerales y tejidos. El diámetro del intestino aumenta y su pared aumenta considerablemente, la mucosa tiene una apariencia blanco-amarillenta y está cubierta con una capa de moco. A veces el contenido intestinal es semilíquido debido a la incapacidad de la pared del intestino para conservar el líquido dentro del tracto intestinal. La mayoría de las veces se observa en la mucosa intestinal gran cantidad de focos hemorrágicos. (5, 21, 42).

En el pulmón se producen hemorragias petequiales múltiples. El movimiento de las larvas del parásito así como sus secreciones y excreciones causa una reacción inflamatoria mucopurulenta crónica en el pulmón, bronquios y bronquiolos. El exudado que se acumula en el pulmón es un medio excelente

para el crecimiento bacteriano. Como resultado, las bacterias normalmente presentes en el pulmón, se multiplican en el exudado y después invaden el tejido circundante. Las lesiones aparecen entremezcladas con áreas de atelectasia y de neumonía. (5, 21, 42).

El diagnóstico está basado en estudios coproparasitológicos por medio de la técnica de flotación. Otra opción de diagnóstico es el examen de heces por medio de la técnica macroscópica directa observándose los parásitos adultos; sin embargo, es poco usual debido a que los felinos tienen el hábito de enterrar sus heces.

Como se señaló previamente el SLMV es un cuadro producido por larvas de nemátodos en el cual se involucra también Toxocara cati, cuando las larvas logran invadir los tejidos somáticos de hospederos no naturales ó paraténicos. Este síndrome ha sido reportado en el este y el sur de Estados Unidos, Puerto Rico, Países bajos, Gran Bretaña, México, Hawaii, Filipinas, Australia, Africa del Sur, Colombia, Sudamérica e Israel. Siendo más frecuentemente afectada la población infantil por tener un contacto más estrecho con los perros y los gatos. (12, 14, 18).

La infección por Toxocara se adquiere de muchas formas diferentes, y casi todas las crías de perros y gatos se

infectan en una etapa precoz de la vida. Estos animales que a menudo viven en hogares en los que hay niños, expulsan a diario y durante muchos meses cantidades enormes de huevos en las heces; aunque éstas heces se eliminan en un plazo corto, los huevos que contienen se acumulan en el entorno. Cuando están protegidos de la luz solar directa y de la desecación, los huevos se desarrollan hasta alcanzar el estadio infectivo en unas tres semanas a temperaturas estivales y persisten en el suelo muchos meses. De éste modo el suelo de las zonas en las que defecan perros y gatos con toxocariasis se vuelve en consecuencia muy infectivo. (13).

Además, debido a la acción de las lluvias, es posible que los huevos se transporten a lugares bastante distantes y alcancen grandes concentraciones en algunos puntos. Unos miligramos de tierra recogida de la superficie de estos sitios pueden contener centenares de huevos infectivos, lo que hace posible que un niño que se lleve suciedad a la boca ingiera miles de éstos huevos ó que niños mayores ó adultos adquieran infecciones ligeras al ingerir cantidades imperceptibles de material densamente contaminado. El exámen del suelo de parques y campos de juego de distintas ciudades de Estados Unidos, Canadá y Europa han demostrado la presencia de huevos de Toxocara infectivos, que sirven de fuente

de infección en niños y contribuyen a los elevados índices de infección en perros y gatos, así como de más hospedadores paraténicos. (13, 14).

Cuando el hombre ingiere los huevos larvados de éstos parásitos, las larvas se comportan como en el hospedero adulto; es decir, migran erráticamente por diversos órganos; muchas de las larvas que llegan al hígado y a los pulmones, especialmente a los pulmones, permanecen allí. Tras un periodo de migración indeterminado, acaban incluidas en una matriz de células epitelioides y se encapsulan en un tejido fibroso denso. Otras larvas migran o se desplazan en la sangre a prácticamente todos los órganos esenciales del cuerpo, incluidos el cerebro y ojo. (31, 43, 44).

En el cerebro y el ojo mantienen la actividad durante periodos indeterminados dirigiéndose de un lugar a otro. Provocan con sus migraciones una inflamación eosinofílica seguida de la formación de granulomas. (3, 13, 17, 36).

Al igual que en otras infecciones helmínticas, la gravedad del proceso en el SLMV depende del número de larvas que invadan los tejidos, del tejido concreto invadido y de la duración de la infección. (13).

Algunos estudios han demostrado que la larva puede localizarse también en las meninges y espacios meníngeos. (28).

Quando la infección es realizada por parte de unas cuantas larvas, que hasta el momento es lo más usualmente reportado, el problema es asintomático. Estudios recientes han demostrado que puede clasificarse a la toxocariasis en el humano de dos maneras: cuando la larva migra a través de los tejidos somáticos cursando con fiebre, leucocitosis, eosinofilia persistente, hipergamaglobulinemia y hepatomegalia se le denomina LMV siendo ésta la presentación más común. Se conoce que la otra clasificación de la toxocariasis es la de Larva migrans ocular, éstos casos han sido reportados más comunmente en adultos que en niños. Esta última presentación de la toxocariasis es de gran importancia, no restándole también importancia a la migración somática; por que rara vez se hace el diagnóstico etiológico en las formas oculares, debido a que no se observan las larvas al examen oftalmológico. Puede confundirse con un retinoblastoma, lo que puede dar origen a enucleación ocular innecesaria. Como manifestaciones clínicas se observan alteraciones de la visión ó pérdida de ésta, lo cual puede pasar desapercibido en los niños menores. (6, 43).

Por la variedad de síntomas con los que cursa el SLMV llegamos a la conclusión de que es de suma importancia realizar un diagnóstico basándonos en la historia clínica y exámenes de laboratorio. Actualmente el SLMV puede ser diagnosticado mediante técnicas inmunológicas como las que a

continuación se enlistan: ELISA, fijación de complemento, intradermoreacción. (4, 25).

También puede apoyarse el diagnóstico en biopsias hepáticas con cortes seriados y biometría hemática para evaluar la cuenta de eosinófilos. (11, 18).

El diagnóstico diferencial deberá hacerse con leucemia eosinofílica, reacciones alérgicas y otras manifestaciones parasitarias caracterizadas por eosinofilia. (11, 18).

A través de lo redactado en las presentes páginas hemos analizado la importancia de ésta parasitosis en el gato y en el hombre, nos cuestionamos: ¿De qué manera prevenir la toxocariasis?

Prácticamente se considera imposible la prevención de la toxocariasis felina, debido a la estrecha relación existente entre los hospederos paraténicos y los gatos por el hábito de cacería innato que poseen los felinos.

Sin embargo, a pesar de que en el aspecto preventivo de la toxocariasis no nos mostramos optimistas; podríamos considerar el tratamiento de la misma como un paso a dar para disminuir de alguna manera las posibilidades de infección tanto del hombre como demás hospederos paraténicos mencionados anteriormente.

Hablando de antihelmínticos encontramos varias opciones, la piperazina puede utilizarse en forma de sales de clorhidrato, citrato, sulfato, tartrato ó adipato. Los derivados

de la piperazina se expenden en líquidos 6 tabletas para ingerir. En su uso ordinario, se considera que las sales de piperazina son relativamente no tóxicas. (24).

El efecto predominante de la piperazina sobre el parásito es causar parálisis flácida del músculo que resulta en la expulsión del verme por el peristaltismo, la piperazina bloquea la respuesta del músculo del parásito a la acetil colina. (24).

Puede utilizarse también el mebendazol, éste actúa inhibiendo la captación de glucosa en forma irreversible, pero no afecta las concentraciones sanguíneas de glucosa del hospedero incluso en dosis elevadas. La inmovilización y muerte de los parásitos es lenta y la depuración en el tracto gastrointestinal puede no completarse hasta tres días después del tratamiento. Otra de las opciones es utilizar tiabendazol aunque su mecanismo de acción todavía se desconoce. (33).

El pamoato de pirantel es un antiparasitario bloqueador neuromuscular, induce marcada y persistente activación nicotínica que lleva a la parálisis espástica del parásito y por consiguiente a la eliminación de los mismos por el peristaltismo intestinal, se recomienda no utilizarlo juntamente con piperazina por ser antagonista en cuanto a su mecanismo de acción sobre el parásito. (24).

Otra opción es utilizar levamisol, que en los nemátodos

estimula las estructuras ganglionares produciendo la contracción del músculo y con esto una inhibición neuromuscular de tipo despolarizante para terminar en parálisis. A continuación, los parásitos son eliminados por peristalsis. (33).

El benzimidazol-carbamato, fenbendazol y flubendazol, son 100% efectivos contra T. cati sin efectos tóxicos. La eficacia de estos compuestos en la prevención de la transmisión transmamaria aún no ha sido estudiada. La ivermectina inyectable es efectiva en el tratamiento y eliminación de la infección por T. cati en los gatos. El febantel es un compuesto que se convierte en fenbendazol y sus metabolitos en el hígado, es apropiado para usar en gatos y es 100% efectivo contra T. cati cuando se da en una pasta formulada unicamente y diariamente por 3 días. (40, 48).

El tratamiento deberá repetirse a las dos semanas después de la primera dosificación para eliminar a las larvas que ya han madurado en el intestino delgado; esto se llevará a cabo en el caso de haber utilizado cualquiera de los anti-parasitarios mencionados previamente. (33).

Por otra parte, el control de la toxocarías felina se debe enfocar a los siguientes puntos: eliminar diariamente el excremento de los animales, evitar la presencia de gatos en áreas de juego infantil como lo son los parques, jardines, pilas de arena y patios. Las hembras gestantes deberán ser desparasitadas en el último tercio de la gestación para

reducir la contaminación hacia los gatitos. Los gatitos deberán ser desparasitados alrededor de las cuatro a ocho semanas de edad y posteriormente se recomienda la desparasitación cada dos meses para evitar reinfestaciones, aunque esto en realidad no es practicado. (19, 20, 40).

Debido a que los gatos mantienen susceptibilidad a la infección a lo largo de toda su vida, todos los gatos de cualquier edad deberán ser sometidos a exámenes coproparasitoscópicos regulares para dar tratamiento a aquellos en los que se obtengan resultados positivos a T. cati. (19).

En el medio ambiente, la presencia de huevos en la tierra o suelo puede combatirse con una solución al 1% de hipoclorito de sodio que se aplicará a todas aquellas áreas contaminadas con heces, estas áreas deberán estar preferiblemente expuestas a la luz solar y al agua directamente. La aplicación de solución acuosa de yodo de 120 ppm puede ser efectiva para matar huevos larvados infestantes de Toxocara cati. (20, 40).

O B J E T I V O S

Determinar si el jerbo del desierto (Meriones unguiculatus) puede ser hospedero paraténico de Toxocara cati.

Evaluar el comportamiento migratorio y la distribución somática de la larva 2 pasiva infestante de Toxocara cati para poder establecer cuáles son aquellos órganos en los que se encuentra una mayor cantidad de larvas y, de ésta manera conocer las posibles diferencias con respecto al comportamiento migratorio y distribución somática de Toxocara canis.

Determinar si existe correlación entre el número de fases infestantes inoculadas de Toxocara cati con el número de larvas que migraron a los órganos estudiados.

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

EQUIPO Y MATERIAL DE LABORATORIO:

Microscopio compuesto Olympus Optical CO. LTD modelo CHT No. 7K0189.

Microscopio estereoscópico Rossbach Irosa-Kyowa modelo No. 821608.

Centrífuga SOL-BAT aparatos científicos, modelo No. 1297.

Tubos de ensaye y tubos de centrífuga.

Portaobjetos, cubreobjetos y pipetas Pasteur.

Estufa de incubación.

Matraces Erlenmeyer de 125 ml. y 500 ml.

Cajas de Petri.

Pipetas de 10 ml.

Morteros, gradillas y gasas estériles.

Sonda gástrica nasoesofágica del No. 22.

Jeringas de insulina.

Probetas graduadas.

Aguja de disección, bisturí, pinzas de dientes de ratón, tijeras de mayo.

Baño María.

Refrigerador.

Jaulas completas para ratones.

MATERIAL BIOLÓGICO:

Se utilizaron 35 jerbos machos y hembras donados por el bioterio de la Facultad de Medicina del Instituto Politécnico Nacional, en donde fueron criados bajo condiciones de laboratorio y, posteriormente se mantuvieron en el laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.

A estos jerbos se les proporcionó agua de bebida y alimento comercial ad. libitum. El alimento empleado presentó el siguiente análisis bromatológico:

Proteína.....	mín. 23%
Grasa.....	mín. 2.5%
Fibra.....	máx. 6%
Cenizas.....	máx. 8%
Humedad.....	máx. 12%
E.L.N.....	mín. 48.5%
Calcio.....	máx. 1%
Fósforo.....	mín. 6%

PARASITOS:

Se utilizaron hembras adultas de Toxocara cati, las cuales se obtuvieron de felinos de aproximadamente dos meses de edad infestados naturalmente. El método de obtención se basó primeramente en diagnosticar la toxocariasis por la técnica

de flotación, posteriormente se administró piperazina vía oral a razón de 200 mg/kg de peso vivo durante tres días a todos aquellos gatos que resultaron positivos a Toxocara cati.

El motivo por el cual se utilizó piperazina y no algún otro desparasitante se debe a que la piperazina provoca la expulsión del parásito por provocar la parálisis del mismo y estimular los movimientos peristálticos por lo que al recolectar los parásitos expulsados los huevos se encuentran aún viables y de esta manera pueden ser cultivados para obtener la fase infestante. En el caso de los otros desparasitantes que actúan contra T. cati se sabe que tienen un efecto ovicida por lo que los parásitos obtenidos por medio de estos desparasitantes no nos sirven para los fines de cultivo y de inoculación mencionados.

REACTIVOS:

Jugo gástrico artificial.

Fórmula: 6 g. de pepsina.

6 ml. de ácido clorhídrico concentrado.

1 lt. de agua destilada.

Solución salina fisiológica (Na Cl al 0.9%).

Cloroformo.

Formaldehído al 2% y 10%.

MEDICAMENTO:

Citrato de piperazina

Vía de administración: oral

Nombre comercial: "Piperex"

Concentración: 12.22%

Laboratorio: Squibb

LUGAR DE REALIZACION:

Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad
de Estudios Superiores Cuautitlán U.N.A.M.

METODO EXPERIMENTAL:

- I.- Elaboración del cultivo larvario.
 - a).- Obtención del parásito a partir de gatos infestados naturalmente, utilizando la desparasitación con quimioterapeuticos vía oral.
 - b).- Separación de las hembras adultas de Toxocara cati en base a las características morfológicas que las diferencian de los machos.
 - c).- De las hembras adultas de Toxocara cati se obtiene el útero, sacándolo por medio de una incisión hecha en el primer tercio del cuerpo del parásito. Los úteros obtenidos de esta manera se colocan en una caja de Petri y son liberados los huevos, en solución salina fisiológica con formol al 2%.
 - d).- Se incuban los huevos a 28 grados centígrados durante un periodo de quince días para lograr el desarrollo de la larva 2 infectante pasiva. Al término se toma una muestra del cultivo y se verifica su viabilidad mediante la observación al microscopio compuesto del movimiento larvario.

Al término se cuantifica el cultivo, tomando del mismo 5 gotas, se cuentan los huevos larvados de cada una de ellas; después se cuentan la cantidad

de gotas que hay en un mililitro y la cantidad de mililitros que se tienen en cada cultivo para así poder obtener un promedio de cantidad de huevos larvados por cultivo.

e).- Una vez obtenidos los resultados de la evaluación de los cultivos se inoculan la totalidad de los jerbos (30) al mismo tiempo, dejando 5 jerbos más como animales de reposición en caso de muerte en el momento de la inoculación.

II.- Los 30 animales en estudio se dividieron en 3 lotes de 10 jerbos cada uno, dejando los sobrantes como animales de reposición en caso de muerte al momento de la inoculación. Las cantidades de huevos larvados de Toxocara cati inoculados a cada jerbo de los 3 lotes, son como a continuación se presenta:

-Lote I :2,500 huevos larvados por jerbo.

-Lote II :5,000 huevos larvados por jerbo.

-Lote III :10,000 huevos larvados por jerbo.

Para la inoculación, cada jerbo se sujeta por la cola con una mano, y por la piel de la región dorsal del cuello y nuca con la otra, utilizando una sonda gástrica para lactantes la cual pasa por la cavidad bucal para pasar al esófago y así introducir los

huevos larvados directamente al estomago.

III.- Al mes de la inoculación, se realizó la necropsia de la totalidad de los animales; para ello se sacrificaron por desnucamiento y se colocaron en forma ordenada de acuerdo a la identificación del lote al que pertenecían. Cabe mencionar que no todos los animales inoculados sobrevivieron hasta el mes posterior a dicha inoculación; algunos jerbos murieron unos días después de la inoculación, por lo que a ellos se les realizó también la necropsia.

a).- Se efectuó una incisión por línea media, continuándose el corte por el esternón para exponer los órganos. (Previamente se diseccionó y se retiró la piel completamente en cada jervo).

b).- Ya expuestos los órganos se extrajeron: corazón, pulmones, hígado, riñones, bazo y una muestra de 1 gramo de músculo esquelético.

c).- Por separado se incidió la cavidad craneal para obtener el cerebro.

IV.- Para comprobar la presencia de larvas en estos órganos se procedió a realizar la técnica de digestión artificial.

DIGESTION ARTIFICIAL: Los órganos antes mencionados se cortan en pequeños fragmentos, para después colocarlos en gasas estériles y depositarlos en tubos de ensaye, con su identificación (órgano, lote y número de jerbo), el cual contiene jugo gástrico artificial. El jugo gástrico artificial se elaboró agregando a 1 lt. de agua destilada 6 ml. de ácido clorhídrico concentrado y 6 g. de pepsina.

Todos los tubos ya identificados se acomodan en gradillas y se incuban a una temperatura de 37 grados centígrados durante un periodo de 36 a 48 horas, agitándolos cada 12 horas para efectuar la liberación de la larva 2 somática localizada en el tejido. Después se colocan en tubos de centrífuga y se centrifugan a 1,500 rpm. durante 30 seg.

Se tira el sobrenadante y se revisa el sedimento al microscopio compuesto.

Puesto que es imposible revisarlos todos en un día se procede a refrigerar las muestras e ir sacando conforme se vayan revisando.

La infestación se da como positiva habiendo encontrado larvas vivas o muertas.

III.- Los resultados fueron expresados en cuadros y gráficas para hacer una evaluación comparativa entre

los lotes. Para una mayor exactitud en el reporte de los resultados se utilizó la prueba de análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de TUKEY (diferencia mínima significativa honesta) con los datos obtenidos de los 3 lotes de jerbos para determinar la presencia de diferencias entre grupos de inoculados y grupos de órganos.

R E S U L T A D O S

CUADRO A

El Cuadro A corresponde al lote No. 1, éste lote fué inoculado con 2,500 huevos larvados de Toxocara cati en forma individual, y al realizar el conteo larvario por órgano se comprueba la infestación generalizada de cada animal.

El jerbo No. 3 fué el que presentó un mayor número de larvas, siendo éstas en total 685; el jerbo que obtuvo la menor cantidad de larvas en todo el lote fué el No. 1, presentando solamente 165.

El órgano más afectado fué el músculo esquelético, encontrándose que en éste el 92.7% de las larvas encontradas en el lote se enquistaron.

En orden decreciente en cuanto al número de larvas encontradas, sigue el pulmón, en el cual se encontró el 2.19% de la totalidad de las larvas reportadas en el lote, el hígado obtuvo 1.69%, el corazón 1.08%, y el riñón .95%.

Los tejidos que mostraron el menor número de larvas fueron: el bazo con .70% de larvas y por último el cerebro con .58%.

El número promedio de larvas encontradas por jerbo en el lote No. 1 fué de 442, lo que equivale al 17.68% de la

cantidad de larvas inoculadas a cada jerbo.

CUADRO B

El Cuadro B corresponde a los jerbos del lote No. 2, que fueron inoculados con 5,000 huevos larvados de Toxocara cati, cada uno. El lote, al final de un mes posterior a la inoculación estaba constituido por 8 jerbos, ya que el jerbo No. 1 murió subitamente cuatro días después de la inoculación al igual que el jerbo No. 2, que murió siete días después de la inoculación. Para poder incluir a dichos jerbos en el cuadro de resultados se realizaron improntas de pulmón de cada uno de ellos para comprobar la presencia de larvas en el parénquima pulmonar; siendo esto indicativo de que la migración larvaria ya había ocurrido. Se procedió a analizarlos de igual manera que el resto de los jerbos del lote.

En este lote, el jerbo No. 5 fué el que presentó un mayor número de larvas, sumando éstas un total de 1,224.

El jerbo que presentó la menor cantidad de larvas fué el jerbo No. 9, sumando solamente 914.

Al igual que en el lote anterior, los resultados nos demuestran que el tejido más afectado fué el músculo esquelético, en el cual se encontró el 84.9% de las larvas reportadas en todo el lote.

En segundo término, los órganos con mayor cantidad de

larvas fueron: pulmón con el 9.46% del total de larvas encontradas en el lote, hígado con 2.17% y corazón con 1.65%.

El tejido que mostró el menor número de larvas fué el bazo con tan solo 54 que representan el .52%, siguiendo en orden ascendente el cerebro con .53% y el riñón con .69%.

El número promedio de larvas reportadas en cada jerbo fué de 1027, ésta cifra representa el 20.5% de la cantidad de larvas inoculadas a cada jerbo.

Es importante señalar que en el jerbo No. 1 y en el No. 2 se encontraron respectivamente 516 y 201 larvas en los pulmones, con éstos hallazgos se explica el porque de la muerte súbita.

Por otra parte, en este lote se encontraron huevos larvados de Toxocara cati en varios tejidos como a continuación se menciona: en el jerbo 3, 2 huevos larvados en el pulmón, en el jerbo 5, 1 huevo larvado en riñón, en el jerbo 6, uno en corazón y uno en bazo.

CUADRO C

El cuadro C corresponde al lote III en el cual se inoculó a cada jerbo la cantidad de 10,000 huevos larvados de Toxocara cati.

En este lote, el jerbo No. 1 murió súbitamente 3 días después de la inoculación, el jerbo No. 2 murió después de 27 días de haber sido inoculado, el jerbo 5 murió 2 días después de la inoculación, el jerbo 6 murió a los 3 días posteriores a la inoculación, el jerbo 7 a los 4 días posteriores a la inoculación, el jerbo No. 8 y el número 9 murieron también súbitamente a los 15 y 17 días respectivamente, después de la inoculación. Notándose que en este lote 7 de 10 de los animales inoculados no sobrevivieron a la migración larvaria y solo 3 animales sobrevivieron hasta los 30 días posteriores a la inoculación, fecha en que fueron sacrificados.

El jerbo No. 4 fué el que presentó un mayor número de larvas somáticas, acumulando un total de 2643, siendo el jerbo No. 1 el que obtuvo el menor número de ellas, presentando únicamente 1166.

Al igual que en los dos lotes anteriores, el órgano más afectado fué el músculo esquelético, encontrándose en éste el 78.22% del total de fases infestantes sumadas en el lote.

En orden decreciente otros de los órganos más afectados fueron: el pulmón, en el que se encontró el 14.68% del total de larvas sumadas en el lote, el hígado, con 2.51% y el corazón con el 1.19% del total de larvas en el lote.

El órgano que mostró el menor número de larvas fué el cerebro, encontrándose en éste solamente el .69% de las larvas halladas en todo el lote; siguiendo en orden ascendente el bazo con tan solo el .71% del total de larvas en el lote.

El número promedio de larvas encontradas por jerbo fué de 1785, lo que equivale al 17.85% de la cantidad de larvas inoculadas por jerbo.

En éste lote, al igual que en el anterior, se identificaron huevos larvados de Toxocara cati en algunos órganos como a continuación se reporta: en el pulmón del jerbo No. 1, 5 huevos larvados, en el bazo del jerbo No. 2, 1 huevo larvado; en el bazo del jerbo 3, 1 huevo larvado; en el pulmón del jerbo 4, 1 huevo larvado; en el pulmón del jerbo No. 5, 2 huevos larvados; en el pulmón del jerbo 7, 2 huevos larvados; en el pulmón y en el músculo esquelético del jerbo No. 10, 3 y 2 huevos larvados respectivamente.

Las posibles causas de estos hallazgos se ennumeran en la discusión.

CUADRO D

En éste cuadro se encuentran agrupados el número total de larvas encontradas en cada uno de los tejidos estudiados de los tres lotes.

Analizando éste cuadro podemos realizar una evaluación

comparativa entre los tres lotes, concluyendo que el órgano más afectado en los tres grupos de inoculados fué el músculo esquelético, en orden decreciente y en segundo lugar de importancia: el pulmón, posteriormente el hígado y el corazón.

Los órganos menos afectados, en orden ascendente en cuanto a la cantidad de larvas encontradas fueron: cerebro, bazo y riñón.

CUADRO E

En éste cuadro se resumen los resultados obtenidos mediante el análisis de varianza con datos obtenidos de los tres lotes de animales inoculados.

Mediante la prueba estadística de ANOVA (análisis de varianza), se comprueba que la cantidad de larvas encontradas en cada uno de los lotes es diferente, existiendo una correlación entre la cantidad de larvas inoculadas y la cantidad de larvas implantadas; a mayor número de fases infestantes inoculadas fué mayor el número de larvas que migraron y se implantaron.

CUADRO F

Los resultados que se resumen en el cuadro fueron obtenidos analizando estadísticamente con la prueba de TUKEY los datos obtenidos de cada uno de los lotes inoculados.

El cuadro nos indica que la cantidad de larvas encontradas es diferente en los tres lotes, encontrando que el lote III presentó un mayor número de larvas que los lotes I y II; a su vez, el lote II presentó mayor cantidad de larvas que el lote I.

CUADROS G, H, I.

En los tres cuadros se reportan los resultados obtenidos mediante el análisis de varianza (ANOVA) de los datos obtenidos de cada uno de los órganos de los tres lotes inoculados.

En el cuadro "G" se resumen en la tabla de ANOVA los resultados del lote No. I, que fué inoculado con 2,500 huevos larvados; en el cuadro "H" los resultados del lote II inoculado con 5,000 huevos larvados, y, en el cuadro "I" los resultados del lote III en el cual los jerbos fueron inoculados con 10,000 huevos larvados.

Los resultados reportados mediante la tabla de ANOVA nos señalan, en los tres cuadros, que hay suficiente evidencia estadística al nivel alfa 5% de que hay diferencia en el promedio de larvas de los 7 órganos, tanto del lote I como del lote II y del lote III. Por lo que observamos que la cantidad de larvas encontradas en los 7 órganos estudiados es diferente en los tres grupos de animales inoculados.

CUADROS J, K, L.

Los resultados obtenidos mediante la prueba de TUKEY con los datos pertenecientes a los órganos del lote I (cuadro "J"), del lote II (cuadro "K") y del lote III (cuadro "L") se resumen en estos tres cuadros.

En cada uno de los tres cuadros la prueba de TUKEY nos indica que solo hay niveles estadísticos significativos en el músculo esquelético.

CUADRO LL

En el cuadro son reportados los porcentajes de larvas somáticas encontradas en el total de los 7 órganos estudiados de cada jerbo de los tres lotes.

El jerbo No. 3 del lote I fué el que presentó el mayor porcentaje de larvas somáticas y el jerbo No. 1 del mismo lote fué el que presentó el menor porcentaje de larvas del total de los tres lotes inoculados.

CUADRO A

LOTE I

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCU-
LADOS CON 2,500 HUEVOS DE Toxocara cati

Número de larvas de Toxocara cati que se encontraron en
cada tejido; así como la suma total por jerbo y por tejido.

JERBO No.	CEREBRO	COMAZON	PULMON	BAZO	RIÑON	HIGADO	MUSCULO	TOTAL
1	4	3	4	2	1	5	146	165
2	2	5	7	5	0	6	574	599
3	1	8	7	4	2	6	657	685
4	5	6	24	6	14	13	616	684
5	3	10	9	4	11	9	374	420
6	1	2	11	2	6	3	359	384
7	0	4	13	5	0	6	371	399
8	2	3	8	0	1	8	220	242
9	5	3	8	3	4	10	385	416
10	3	4	8	0	3	9	396	423
SUBTOTAL:	26	48	97	31	42	75	4098	4417

CUADRO B

LOTE II

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCULADOS CON 5,000 HUEVOS DE Toxocara cati

Número de larvas de Toxocara cati que se encontraron en cada tejido; así como la suma total por jerbo y por tejido.

JERBO No.	CEREBRO	COBAZON	PULMON	BAZO	RIÑON	HIGADO	MUSCULO	TOTAL
1	7	42	516	10	3	24	442	1044
2	5	28	201	9	7	19	687	956
3	2	10	37	4	9	25	904	991
4	8	12	40	3	15	21	961	1060
5	5	15	28	7	4	17	1148	1224
6	3	10	26	2	6	22	864	933
7	7	12	33	4	7	21	891	975
8	8	11	32	5	12	26	922	1016
9	2	16	33	6	2	27	828	914
10	8	14	26	4	6	21	1080	1159
SUBTOTAL:	55	170	972	54	71	223	8727	10,272

CUADRO C

LOTE III

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCU-
LADOS CON 10,000 HUEVOS DE Toxocara cati

Número de larvas de Toxocara cati que se encontraron en
cada tejido; así como la suma total por jerbo y por tejido.

JERBO No.	CEREBRO	CORAZON	PULMON	BAZO	RIFON	HIGADO	MUSCULO	TOTAL
1	6	20	420	14	21	55	630	1166
2	11	18	46	1	10	34	1176	1296
3	13	22	45	12	12	32	2288	2424
4	11	24	42	11	21	38	2496	2643
5	14	40	550	19	22	76	1188	1909
6	8	51	472	12	38	30	693	1304
7	15	55	579	19	23	65	888	1644
8	12	30	300	20	22	42	1606	2032
9	20	43	158	11	19	49	1104	1404
10	14	17	41	8	26	28	1892	2026
SUBTOTAL:	124	320	2653	127	214	449	13,961	17,848

CUADRO D

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCULADOS CON 2,500, 5,000 y 10,000 HUEVOS DE Toxocara cati.

Número de larvas de Toxocara cati que se encontraron en cada tejido, de cada lote; así como la suma total por jerbo y por tejido. El porcentaje nos expresa la proporción de larvas que migraron con respecto al número de fases infestantes inculadas a cada lote.

No. LOTE	CEREBRO	CORAZON	PULMON	BAZO	RIÑON	HIGADO	MUSCULO ESQUELETICO	TOTAL	% DE MIGRACION LARVARIA
I	26	48	97	31	42	75	4098	4417	17.66%
II	55	170	972	54	71	223	8727	8727	20.54%
III	124	320	2653	127	214	449	13,961	13961	17.84%
SUBTOTAL;	205	538	3722	212	327	747	26,786	32537	56.04%

CUADRO E

ANALISIS DE VARIANZA DE GRUPOS DE INOCULADOS (LOTES I, II Y III) EN LOS CUALES LOS JERBOS FUERON INOCULADOS, RESPECTIVAMENTE CON 2,500 , 5,000 y 10,000 HUEVOS DE Toxocara cati.

TABLA DE ANOVA

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.
Tratamientos	2	9100152	4550076	46.88
Error	27	2620538	97056.96	
Total	29	11720690		

F.V. = Fuente de variación

C.M. = Cuadrados medios

G.L. = Grados de libertad

S.C. = Suma de cuadrados

F.c. = Factor de corrección calculado

F.t. = Valor de referencia de las tablas de análisis de varianza.

Comparando la F.c.=46.88 con la F.t. para alfa 5% con 2 y 27 grados de libertad, con F.t.=3.35.

SI F.c. es mayor que F.t. se rechaza la hipótesis donde el promedio de larvas es igual para los tres lotes. Por lo que si existe suficiente evidencia estadística al nivel 5% de que hay diferencia en el promedio de larvas entre los lotes.

FORMULA PARA F.C. = $\frac{CMTR}{CMER}$ entre $\frac{CMTR}{CMER}$ CMTR=Cuadrados medios de los tratamientos CMER=Cuadrados medios del error

Hurley et al., 1980

CUADRO F

LOS RESULTADOS OBTENIDOS MEDIANTE LA PRUEBA DE TUKEY CON DATOS DE LOS TRES LOTES DE ANIMALES INOCULADOS SE RESUMEN EN EL PRESENTE CUADRO.

COMPARACION	DIF. $X_i - X_j$	SIGNIFICANCIA
III-I	1343.1	III mayor I
III-II	757.6	III mayor II
II-I	585.5	II mayor I

D.M.S.H. (2.89) (98.51) = 284.69

Estos valores nos indican que si hay significancia.

La diferencia entre los promedios que excedan el valor de la D.M.S.H., que en este caso es 284.69, se considerarán estadísticamente significativos.

FORMULA PARA D.M.S.H. = $q \text{ alfa, t, g.l. } \times s_x$

$q \text{ alfa, t, g.l.}$ = Factor obtenido de las tablas de rango estu-
dentizado con un nivel de significancia dado, t tratamientos
y g.l. grados de libertad del error.

s_x = desviación estándar de la media. Hurley et al., 1980

CUADRO G

ANALISIS DE VARIANZA DE GRUPO DE ORGANOS DEL LOTE I, EN EL CUAL LOS JERBOS FUERON INOCULADOS CON 2,500 HUEVOS LARVA-DOS DE Toxocara cati.

TABLA DE ANOVA

<u>F.V.</u>	<u>G.L.</u>	<u>S.C.</u>	<u>C.F.</u>	<u>F.C.</u>
Tratamientos	6	1,402,721.6	46452.11	12.05
Error	63	242,693.7	3852.3	
Total	69	1,924,128		

F.V. = Fuente de variación

C.M. = Cuadrados medios

G.L. = grados de libertad

S.C. = suma de cuadrados

F.c. = Factor de corrección calculado

F.t. = Valor de referencia de las tablas de análisis de varianza.

Comparando la F.c.=12.05 con la F.t. para alfa=5% y 6 y 63 g.l., con F.t.=2.25

Debido a que F.c. es mayor que F.t. se rechaza la hipótesis donde el promedio de larvas es igual en el grupo de órganos del lote número I.

NOTA: La fórmula para F.C. se reporta en la pág. 44 Hurley et al., 1980

CUADRO H

ANALISIS DE VARIANZA DE GRUPO DE ORGANOS DEL LOTE II, EN EL CUAL LOS JERBOS FUERON INOCULADÓS CON 5,000 HUEVOS LARVADOS DE Toxocara cati.

TABLA DE ANOVA

<u>F.V.</u>	<u>G.L.</u>	<u>S.C.</u>	<u>C.M.</u>	<u>F.C.</u>
Tratamientos	6	20,226,427.6	3,371,071.1	50.39
Error	63	4,214,007	66,889	
Total	69	24,440,434	3,437,960.1	

NOTA: La fórmula para F.C. se reporta en la pág.4

F.V. = Fuente de variación C.M. = Cuadrados medios

G.L. = Grados de libertad S.C. = Suma de cuadrados

F.c. = Factor de corrección calculado

F.t. = Valor de referencia de las tablas de análisis de varianza.

Comparando la F.c.=50.39 con la F.t. para alfa 5% y 6 y 63 g.l., con F.t.=2.25; debido a que F.c. es mayor que F.t. se rechaza la hipótesis por lo que si existe suficiente evidencia estadística al nivel 5% de que hay diferencia en el promedio de larvas de los 7 órganos en el lote II.

Hurley et al., 1980

CUADRO I

ANALISIS DE VARIANZA DE GRUPO DE ORGANOS DEL LOTE III, EN EL CUAL LOS JERBOS FUERON INOCULADOS CON 10,000 HUEVOS LARVA- DOS DE Toxocara cati.

TABLA DE ANOVA

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.
Tratamientos	6	7,697,959	1,282,993.1	140.78
Error	63	574,145.6	9,113.4	
Total	69	8,272,104.6	1,292,106.5	

NOTA: La fórmula para F.C. se reporta en la pág. 44

F.V. = Fuente de variación C.M. = Cuadrados medios

G.L. = Grados de libertad S.C. = Suma de cuadrados

F.c. = Factor de corrección calculado

F.t. = Valor de referencia de las tablas de análisis de varianza.

Comparando la F.c.=140.78 con la F.t. para alfa 5% y 6 y 63 g.l., con F.t.=2.25; debido a que F.c. es mayor que F.t. se rechaza la hipótesis, por lo que si existe suficiente evidencia estadística al nivel 5% de que hay diferencia en el promedio de larvas de los 7 órganos en el lote III.

Hurley et al., 1980

CUADRO J

LOS RESULTADOS OBTENIDOS MEDIANTE LA PRUEBA DE TUKEY CON LOS DATOS PERTENECIENTES A LOS ORGANOS DEL LOTE I SE RESUMEN EN EL PRESENTE CUADRO.

COMPARACION	DIF. $\bar{X}_i - \bar{X}_j$	SIGNIFICANCIA
7-1	406.4	s.
7-2	404.2	s.
7-3	399.3	s.
7-4	405.9	s.
7-5	404.8	s.
7-6	401.5	s.
6-1	4.9	n.s.
6-2	2.7	n.s.
6-3	2.2	n.s.
6-4	4.4	n.s.
6-5	3.3	n.s.
5-1	1.6	n.s.
5-2	.6	n.s.
5-3	5.5	n.s.
5-4	.5	n.s.
4-1	.5	n.s.
4-2	1.7	n.s.
4-3	6.6	n.s.
3-1	7.1	n.s.
3-2	4.9	n.s.
2-1	2.2	n.s.

NOTA: La fórmula para D.M.S.H. se reporta en la pág. 45

D.M.S.H. alfa 5% g.l.=63 T.t.=4.16

D.M.S.H. = $(4.16)(27.757) = 115.469$

DONDE: 1=Cerebro 2=Corazón 3=Pulmón 4=Bazo 5=Riñón
 6=Hígado 7=Músculo esquelético s=Significancia
n.s.=No significancia

Estos valores nos indican que solo hay niveles estadísticos de significancia en el músculo esquelético.

Hurley et. al. 1980

CUADRO K

LOS RESULTADOS OBTENIDOS MEDIANTE LA PRUEBA DE TUKEY CON LOS DATOS PERTENECIENTES A LOS ORGANOS DEL LOTE II SE RESUMEN EN EL PRESENTE CUADRO.

COMPARACION	DIF. Ki-Kj	SIGNIFICANCIA
7-1	867.2	s.
7-2	855.7	s.
7-3	775.5	s.
7-4	867.3	s.
7-5	865.6	s.
7-6	850.4	s.
6-1	16.8	n.s.
6-2	5.3	n.s.
6-3	74.9	n.s.
6-4	16.9	n.s.
6-5	15.2	n.s.
5-1	1.6	n.s.
5-2	9.9	n.s.
5-3	90.1	n.s.
5-4	1.7	n.s.
4-1	.1	n.s.
4-2	11.6	n.s.
4-3	91.8	n.s.
3-1	91.7	n.s.
3-2	80.2	n.s.
2-1	11.5	n.s.

NOTA: La fórmula para D.M.S.H. se reporta en la pág. 45

D.M.S.H. alfa 5% g.l.=63 T.t.=4.16

D.M.S.H.=(4.16)(42.692)=177.692

DONDE: 1.-Cerebro 2=Corazón 3=Pulmón 4=Bazo 5=Riñón

6=Hígado 7=Músculo esquelético s=Significancia

n.s.=No significancia

Estos valores nos indican que solo hay niveles estadísticos de significancia en el músculo esquelético.

Hurley et.al. 1980

CUADRO L

LOS RESULTADOS OBTENIDOS MEDIANTE LA PRUEBA DE TUKEY CON LOS DATOS PERTENECIENTES A LOS ORGANOS DEL LOTE III SE RESUMEN EN EL PRESENTE CUADRO.

COMPARACION	DIF. KI-tj	SIGNIFICANCIA
7-1	1393.7	s.
7-2	1364.1	s.
7-3	1130.9	s.
7-4	1383.4	s.
7-5	1374.7	s.
7-6	1351.2	s.
6-1	32.5	n.s.
6-2	12.9	n.s.
6-3	220.4	n.s.
6-4	32.2	n.s.
6-5	23.5	n.s.
5-1	9.0	n.s.
5-2	19.6	n.s.
5-3	243.9	n.s.
5-4	8.7	n.s.
4-1	.3	n.s.
4-2	19.3	n.s.
4-3	252.6	n.s.
3-1	252.9	n.s.
3-2	233.3	n.s.
2-1	19.6	n.s.

NOTA: La fórmula para D.M.S.H. se reporta en la pág. 45

D.M.S.H. alfa 5% g.l.=63 T.t.=4.16

D.M.S.H.=(4.16)(115.66)=481.1456

DONDE: 1=Cerebro 2=Corazón 3=Pulmón 4=Bazo 5=Riñón
 6=Higado 7=Músculo esquelético g=Significancia
n.s.=No significancia

Estos valores nos indican que solo hay niveles estadísticos de significancia en el músculo esquelético.

Hurley et. al. 1980

CUADRO LL

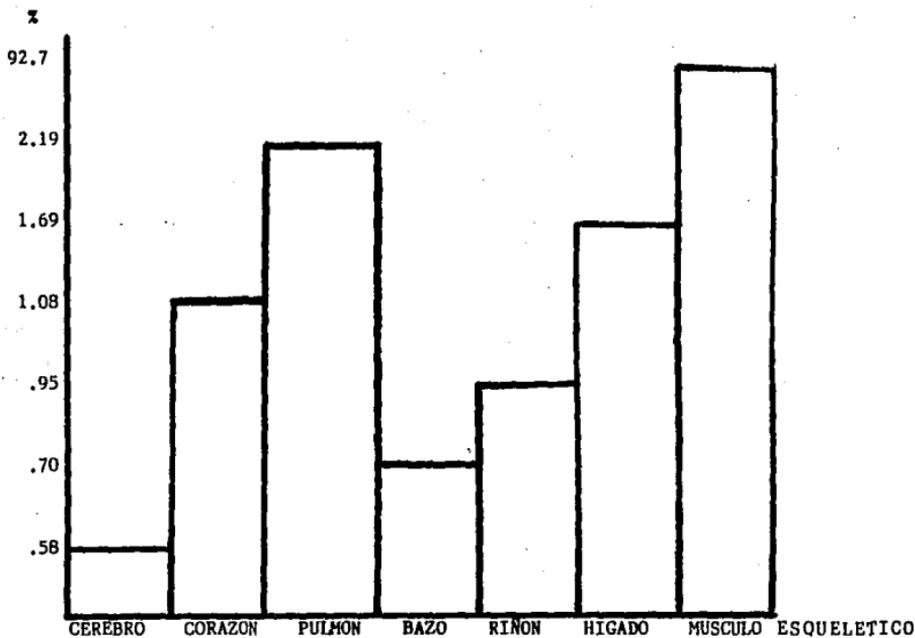
PORCENTAJE DE LARVAS QUE MIGRARON EN CADA JERBO DE LOS TRES
GRUPOS DE ANIMALES INOCULADOS.

No. DE LOTE	No. DE JERBO	% DE LARVAS QUE MIGRARON EN CADA JERBO	% DE LARVAS QUE MIGRARON EN TODO EL LOTE
I	1	6.6%	17.63%
	2	23.9%	
	3	27.4%	
	4	27.3%	
	5	16.8%	
	6	15.3%	
	7	15.9%	
	8	9.6%	
	9	16.6%	
	10	16.9%	
II	1	20.8%	20.5 %
	2	19.1%	
	3	19.8%	
	4	21.2%	
	5	24.4%	
	6	18.6%	
	7	19.5%	
	8	20.3%	
	9	18.2%	
	10	23.1%	
III	1	11.6%	17.8 %
	2	12.9%	
	3	24.2%	
	4	26.4%	
	5	19.1%	
	6	13.0%	
	7	16.4%	
	8	20.3%	
	9	14.0%	
	10	20.2%	

GRAFICA 1

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCULADOS CON 2,500 HUEVOS LARVADOS DE Toxocara cati.

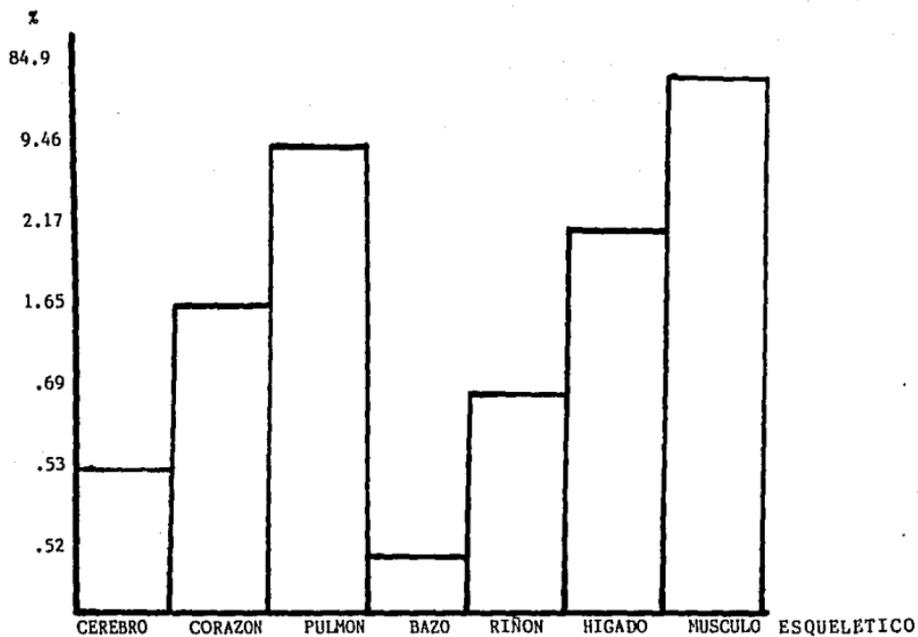
Porcentaje de larvas de Toxocara cati que se encontraron en cada tejido.



GRAFICA 2

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JERBOS INOCULADOS CON 5,000 HUEVOS LARVADOS DE Toxocara cati.

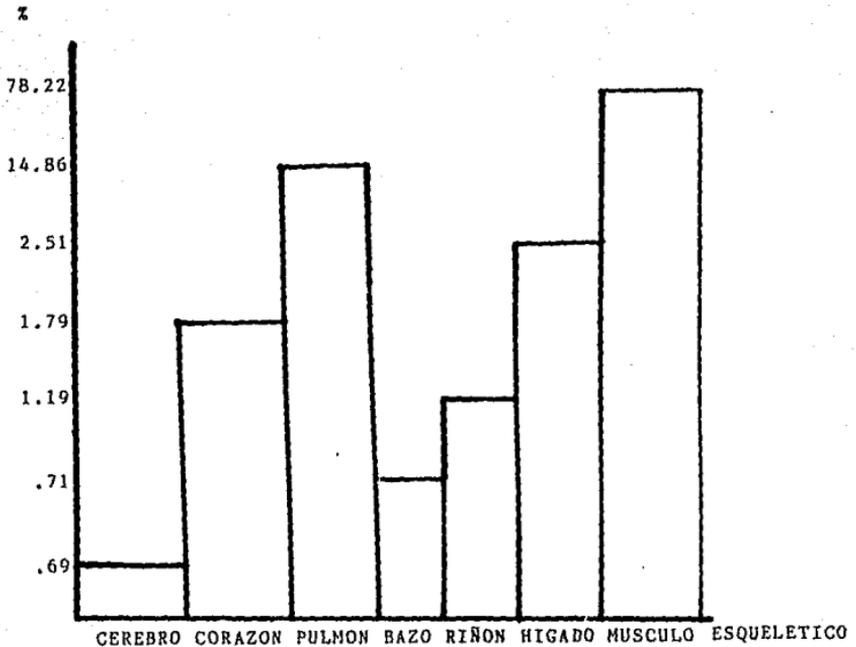
Porcentaje de larvas de Toxocara cati que se encontraron en cada tejido.



GRAFICA 3

DISTRIBUCION DE LARVAS SOMATICAS ENCONTRADAS EN JEBOS INOCULADOS CON 10,000 HUEVOS LARVADOS DE Toxocara cati.

Porcentaje de larvas de Toxocara cati que se encontraron en cada tejido.



D I S C U S I O N

El total de los jerbos evaluados en este trabajo fueron 30, de los cuales solamente 21 sobrevivieron un mes después de la inoculación; día en que fueron sacrificados, y 9 de ellos murieron en los primeros quince días posteriores a la inoculación.

Los jerbos que murieron antes del tiempo estipulado para el sacrificio mostraron apatía, disminución del consumo de agua y alimento, emaciación progresiva, incoordinación. Al realizar la necropsia de estos animales se observó que el pulmón, el hígado y el riñón mostraban puntilleo blanquecino y petequias en el parénquima, además de una notoria esplecnomegalia.

Al realizar el conteo larvario de los órganos de los jerbos con muerte repentina se observó que absolutamente en todos ellos había una gran cantidad de larvas en el pulmón, encontrándose en el jerbo 1 y 2 del lote número 2, 516 y 201 larvas respectivamente. Por estos resultados obtenidos pensamos que la muerte se debió a la migración masiva que realizan las larvas de T. cati al pulmón en los primeros días posteriores a la infestación en los hospederos paraténicos.

En el lote número 1 que fué inoculado con 2,500 huevos larvados de T. cati no se registró una sola muerte antes

de los 30 días (en el día 30 post-inoculación se sacrificaron), y, tampoco se observaron cambios en la conducta o en el estado de salud de los jerbos de este lote.

Las muertes repentinas fueron registradas en el lote número 2, en el cual se inoculó a cada jerbo con 5,000 huevos larvados y en el lote número 3 que se inoculó con 10,000 huevos larvados. Estos datos nos indican que cuando son ingeridas cantidades relativamente pequeñas de fases infestantes de *T. cati* (2,500 huevos larvados) la infestación no se hace manifiesta clínicamente; cuando las cantidades de fases infestantes ingeridas son más elevadas: 5,000 ó hasta 10,000 huevos larvados, la muerte del hospedero paraténico es casi segura al llegar las larvas al pulmón, aún sin haber llegado a otro tejido somático.

Solamente 9 jerbos murieron durante la fase previa al sacrificio. En los jerbos que murieron subitamente podemos observar que a pesar de la gran cantidad de larvas inoculadas no se encontró un número de larvas tan significativo en todo el tejido somático con respecto a la cantidad de larvas encontradas en los demás tejidos de los jerbos que fueron sacrificados al mes de haber sido inoculados; estos hallazgos explican que los jerbos murieron antes de que las larvas pudieran completar su migración al resto del organismo, concentrándose en mayor cantidad en el pulmón.

En los jerbos que tuvieron muerte repentina se ha descartado que dicha muerte hubiera sido provocada al momento de realizar el sondeo bucoesofágico para inocular las fases infestantes, por las siguientes razones: Si la muerte hubiera sido causada por error al sondeo hubiera sido inmediata a éste, y en las páginas 33 y 35 de la presente tesis se reporta que los jerbos murieron días después de la inoculación; por otra parte, a los animales que murieron se les realizaron improntas de parénquima pulmonar con el objetivo de detectar larvas, siendo este hallazgo indicativo de migración larvaria.

Al comparar los resultados obtenidos en el presente trabajo con los obtenidos en otros previos en los que se inocularon ratones con huevos de Toxocara canis se determinó que el cerebro ocupó el segundo lugar en cuanto a la cantidad de larvas encontradas en los lotes inoculados con 2,600 huevos larvados; y en el caso de Toxocara cati que es nuestro objeto de estudio, el cerebro ocupa el séptimo lugar. Probablemente la diferencia en los resultados obtenidos se deban a distinta susceptibilidad de especies inoculadas ó en esencia al comportamiento migratorio de una especie de Toxocara en relación con la otra. Sin embargo, estas observaciones no dejan de ser hipótesis que podrían ser aceptadas o rechazadas con futuros trabajos experimentales.

Es de gran importancia comentar que en pulmón, bazo, músculo esquelético, riñón y corazón de algunos jerbos de los lotes II y III se encontraron huevos larvados al analizar el sedimento de los órganos. Al estudiar el ciclo biológico de Toxocara cati la bibliografía no reporta que los huevos larvados tengan propiedad migratoria; por lo que nos cuestionan los hallazgos mencionados; tal vez pudieran deberse éstos a que al realizarse la migración larvaria en forma masiva se provocaran lesiones intestinales que favorecieron el paso de huevos larvados al torrente sanguíneo, mediante el cual se distribuyeron a los tejidos anteriormente mencionados; ó tal vez durante el macerado de los órganos y en la digestión artificial hubo contaminación del material empleado como lo son los tubos de ensaye y pipetas, con huevos larvados procedentes de los cultivos. (16, 30, 47).

Considero que también éste último comentario puede ser objeto de estudio para otros trabajos experimentales.

Los resultados obtenidos mediante el ANOVA y la prueba de TUKEY por grupos de animales inoculados nos demuestran que existe una correlación entre el número de fases infestantes inoculadas y el número de larvas implantadas (F.t.=3.35 F.c.=46.88), por lo que se descarta que en el jervo del desierto una cantidad de 10,000 fases infestantes de Toxocara cati inoculadas produzcan saturación que impida la migración. (Cuadro E).

Los resultados que se presentan en la tabla F fueron obtenidos mediante la prueba de TUKEY con datos obtenidos de cada uno de los lotes inoculados y nos expresan que entre mayor fué el número de larvas que se inocularon mayor fué el número de larvas que migraron a todos los tejidos estudiados (D.M.S.H.=284.69), (Cuadro F).

En cuanto a los análisis estadísticos por grupo de órganos de cada lote se observó que en los tres lotes la tabla de ANOVA indica que la cantidad de larvas encontradas en los órganos de cada uno de los lotes es diferente; por lo que se rechaza la hipótesis de que el promedio de larvas es igual en los 7 órganos de cada lote. (Lote I F.c.=12.05 F.t.=2.25, lote II F.c.=50.39 F.t.=2.25, lote III F.c.=140.78 F.t.=2.25), (Cuadros G, H, I).

Los cuadros J, K y L nos resumen los resultados obtenidos mediante la prueba de TUKEY por grupo de órganos de cada uno de los lotes. En los tres cuadros se observa que solo hay niveles estadísticos de significancia en el músculo esquelético; por lo que podemos deducir que aún en aquellos jerbos inoculados con 10,000 huevos larvados la migración al tejido muscular fué constante, no registrándose saturación que pudiera impedir la migración larvaria. (Lote I D.M.S.H.=115.469, lote II D.M.S.H.=117.692, lote III D.M.S.H.=481.14). Los resultados obtenidos en los tres lotes con la prueba de ANOVA y la prueba de TUKEY por grupos de inoculados en los cuadros E y F nos indican que entre más cantidad de larvas inoculadas mayor cantidad de larvas migrarán.

C O N C L U S I O N E S

El jerbo del desierto sí se comportó como hospedero paraténico de Toxocara cati.

Los órganos en los cuales se encontró una mayor cantidad de larvas fueron, en orden decreciente:

- 1.-Músculo esquelético
- 2.-Pulmón
- 3.-Hígado
- 4.-Corazón
- 5.-Riñón
- 6.-Bazo
- 7.-Cerebro

Se establece la afinidad de Toxocara cati por el músculo esquelético.

El número de larvas inoculadas no obstaculizó la implantación, por lo que se concluye que en el jerbo del desierto una inoculación de hasta 10,000 huevos larvados de T. cati no produce saturación que pudiera en un momento dado impedir la migración.

Los análisis estadísticos nos reportan que el cerebro ocupa el último lugar en cuanto al número de larvas que migraron hacia el; estudios experimentales realizados anteriormente con Toxocara canis reportan que después del músculo esquelético el cerebro es el que más cantidad de larvas

somáticas presentó. Estableciéndose con esta última afirmación una diferencia en cuanto al comportamiento migratorio entre Toxocara cati y Toxocara canis en éste trabajo. (2, 9, 10, 26, 46).

Se sugiere el uso del jerbo del desierto para continuar el estudio en torno a este parásito.

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

1. Acha N.P., Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Publicación científica No. 503. Organización Panamericana de la salud, E.U.A., 844-849 1986.
2. Alvarez I.J. Eficiencia de la ivermectina sobre larva 2 somática de Toxocara canis en ratones artificialmente infectados. Tesis, FES-C UNAM 37-48 1987.
3. Atías A., Nehgme A. Parasitología clínica. 2ª. ed., Santiago-Chile, Publicaciones Técnicas Mediterráneo. 119, 284-285. 1985.
4. Belding D.L. Textbook of Parasitology. Appleton-Century-Crofts. Third edition, New York. 482-485 1964.
5. Borchert A. Parasitología veterinaria. Edit. Acribia, 3ª. reimpresión de la 1ª. edición, 220-226 1981.
6. Botero D., Restrepo M. Parasitosis humanas. Ediciones corporación para investigaciones biológicas. 1ª. ed., 170-174 1984.
7. Brito R.J., Mérida G.V.M. Evaluación de la eficacia del producto homeopático Cina artemisia como tratamiento de la Ascariasis en caninos y larva 2 somática de Toxocara canis en ratones artificialmente infectados. Tesis, FES-C 1989.

8. Brown H.W., Neva F.A. Parasitología clínica.
Edit. Interamericana, 5ª. ed., 8-9,145-147. 1985.
9. Carmona B.H.J. Efecto del nitroscanate en dosis diferidas sobre la larva 2 somática de Toxocara canis en ratones blancos. Tesis, FES-C. 1984.
10. Carrillo M.L. Evaluación de la eficiencia de la dietilcarbamazina en dosis diferidas sobre la larva somática de Toxocara canis en ratones blancos. Tesis, FES-C 1985.
11. Chandler A.C., Clark P.R. Introducción a la Parasitología.
Ediciones Omega, 2ª ed., 308-309 1976.
12. Cheng C.T. General Parasitology.
Academic Press College Division. U.S.A., Second edition, 40,522-523, 561, 1986.
13. Chester P.B., Clifton R.B. Parasitología clínica.
Salvat editores, 2ª ed., 351-357,815,832. 1986.
14. Comité Mixto OMS-FAO de expertos en zoonosis. Estudios Agropecuarios.
Serie de informes técnicos. Vol. No. 169 FAO, 62-63. 1959.
15. Dunn M.A. Veterinary Helminthology.
Williams Heinemann Medical books.
Thirst Published, London 59-61. 1969.

16. Dunn M.Z. Helminthología veterinaria.
Editorial el Manual Moderno, 1ª. ed., traducción de la 2ª. ed. en Inglés, 70-72. 1983.
17. Fanning, M.A.H., Langer H.M. and Keystone, J.S. Visceral larva migrans (Toxocariasis) in Toronto. Can Med. Assoc. J. 124 :21-26 1981.
18. Faust C.E. and Russel, S.P. Parasitología clínica.
1ª. ed. Edit SALVAT, México, D.F., 344-350 1984.
19. Flynn J.R. Parasites of laboratory animals.
1ª. ed. Edit. the Iowa State University U.S.A. 232-234, 1973.
20. Fuentes F.F. Manual de enfermedades parasitarias en la clínica de pequeñas especies. Tesis, FES-C UNAM 48-52 1981.
21. Gaafar S.M. Pathology of parasitic diseases.
1ª. ed. Edit. Purdue University Studoes. U.S.A.
173-176, 1969.
22. Georgi R. Parasitología animal.
1ª. ed. Edit. Interamericana, México D.F. 123 1972.
23. Georgi R.J. Parasitology for veterinarians.
Third edition, Saunders Company U.S.A. 310-324 1980.
24. Goodman S.L. Las bases farmacológicas de la terapeutica.
6ª. ed. Edit. Médica Panamericana S.A. Méx., D.F. 972-975 1981.

25. Golvan Y.J. Les Nouvelles Techniques en Parasitologie.
1ª. ed. Edit. Flammarion Medicine-Sciences. Paris 271-276 1984.
26. González L.C.J. Efecto de IopatoI a diferentes dosis sobre larva migrans visceral de Toxocara canis, en ratones albinos adultos experimentalmente infectados con huevos infectantes del parásito. Tesis, FES-C 1983.
27. Griffiths H. A handbook of veterinary Parasitology domestic animals of north América. 1ª. ed. Edit. The University of Minnesota is an equal opportunity educator and employer. U.S.A. 99-101 1978.
28. Krull W.H. Notes in veterinary Parasitology.
1ª. ed. Edit. The University Press of Kansas. U.S.A. 497-509 1969.
29. Lapage G. Parasitología veterinaria.
8ª. impresión, Edit. Compañía Editorial Continental, Méx. D.F., 68-69, 1983.
30. Levine N. Tratado de Parasitología veterinaria.
1ª. ed., Edit. Acribia, Zaragoza España. 124, 1984.
31. Martínez B.M. Manual de Parasitología Médica.
2ª. ed., Edit. Ediciones científicas la prensa Médica Mexicana, Méx. D.F. , 272-276 1982.

32. Mayaudon T.H., Power L.A. Parasitología y zoología Médica.
Tomo II, 1ª. ed., Edit. Universidad central de Venezuela, Facultad
de Ciencias Veterinarias, Maracay, 219-221 1981.
33. Meyers F.H. Farmacología clínica.
5ª. ed., Edit. El Manual Moderno, México D.F., 749-751, 1982.
34. Meza B.R. Zoonosis parasitarias.
Tesis, F.M.V.Z.-U.N.A.M., 412-425 1982.
35. Monnig H.O. Helmintología y entomología veterinarias.
Traducción de la 2ª. ed. Inglesa Edit. Labor, México D.F.
143-146 1947.
36. Mohsen Z. Eosinophilia, fever, hepatosplenomegaly and wheezing.
Clin. Pediatric., 14: 313. Mayo 1979.
37. Nemeséri L.H. Diagnóstico Parasitológico Veterinario.
1ª. ed., Edit. Acribia Zaragoza España. 275-276 1961.
38. Noble E.R. Parasitología , biología de los parásitos animales.
2ª. ed., Edit. Interamericana Méx. D.F., 311, 582, 631. 1965.
39. Olsen O.W. Animal parasites, their life cycles, and ecology.
Third edition, University Park Press. U.S.A. 455-458, 1974.

40. Pasons J.C. Parasitic infections.
Volume 17/nomber 6 November 1987. The Veterinary Clinics of north
América, small animal practice. W.B. Saunders Company Harcourt Brace
Jovanovich, I.N.C. Philadelphia, 1321-1335 1987.
41. Quiróz R.H. Parasitología y enfermedades parasitarias de los ani-
males domésticos. 1ª. ed., 8ª. reimpresión, Edit. Limusa México
D.F. 405-407 1988.
42. Roberson L.E. Parasitismo gastrointestinal.
Terapeutica veterinaria, práctica clínica en especies pequeñas. Kirk
R.W. Tomo II, 2ª. impresión, Edit C.E.C.S.A., México D.F.,
922-928 1985.
43. Schantz, P.M., Meyer, D. and Gliskman, L.T. Clinical, serologic and
epidemiologic characteristics of ocular toxocarasis. Am. J. Trop.
Med. Hyg New York 28:24-28 1979.
44. Schantz, P.M., VDM, Stehr J.K. Toxocara larva migrans.
J. Am. Vet. Med. Assoc. Vol. 192 No. 1 :28-31 1988.
45. Smyth J.D. Introducción a la parasitología animal.
1ª. ed. en Español, Edit. C.E.C.S.A., México D.F. 629-632 1965.

46. Soto F.A. Actividad antielmíntica del albendazol con dosis de 1000 mg/kg p.v. contra larvas tisulares de Toxocara canis en ratones albinos infestados experimentalmente. Tesis, FES-C 1985
47. Soulsby L. Helminths, Arthropods and Protozoa of domesticated animals. Seventh edition, Editorial Lea Febiger, Philadelphia. 152, 1982.
48. Soulsby E.J.L. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª. ed., Edit. Interamericana, México D.F. 149-153 1987.
49. Von Brand T. Biochemistry of parasites. Second edition, Academic Press New York and London, U.S.A. 372, 1973.
50. Von Brand T. Physiology of endoparasitic animals. 1ª. ed., Edit. Academic Press College Division New York N.Y., 46, 56, 136 226. 1962.