



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLAN



FALLA DE ORIGEN

TRATAMIENTOS ACTUALES UTILIZADOS EN LAS
PARASITOSIS POR CESTODOS Y NEMATODOS MAS
COMUNES EN RATA (*Rattus norvegicus*), RATON
(*Mus musculus*) y HAMSTER (*Mesocricetus auratus*).

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE :
MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA
P R E S E N T A :
GUADALUPE BRAVO TELLEZ

ASESOR: M.V.Z. JORGE ALFREDO CUELLAR ORDAZ



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.



FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
 UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
 DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

UNIVERSIDAD NACIONAL
 AVENIDA DE
 MEXICO

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JAIME KELLER TORRES
 DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLAN
 P R E S E N T E .


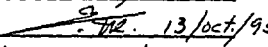
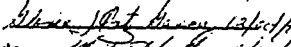


AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos
 Jefe del Departamento de Exámenes
 Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS TITULADA:
"Tratamientos actuales utilizados en las parasitosis por céstodos y nemátodos más comunes en rata (*Rattus norvegicus*), ratón (*Mus musculus*) y hamster (*Mesocricetus auratus*)".

que presenta la pasante: Guadalupe Bravo Téllez
 con número de cuenta: 8639946-9 para obtener el TITULO de:
Médica Veterinaria Zootecnista

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .
 "POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
 Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 10 de Octubre de 1995

PRESIDENTE	<u>MVZ. Jorge Alfredo Cuéllar Ordaz</u>	 10-oct-95
VOCAL	<u>MVZ. J. Gabriel Ruiz Cervantes</u>	 13/oct/95
SECRETARIO	<u>MVZ. Gloria Ortiz Gasca</u>	
PRIMER SUPLENTE	<u>M. en C. Fernando Alba Hurtado</u>	
SEGUNDO SUPLENTE	<u>MVZ. Valentino Villalobos García</u>	 10-oct

DEDICO ESTE TRABAJO A:

A MIS PADRES:

Por todo lo que han hecho
por mi y su amor incondicional.

Los quiero mucho.

A MIS HERMANOS:

René y Susana; espero que
se les cumplan todas sus metas en
la vida.

A MEMIN:

Ojala siempre estes con
nosotros y llegues a ser alguien
muy importante.

Te quiero.

NANO:

Gracias; por estar siempre
a mi lado, y por todo lo que
significas en mi vida.

Te amo.

A MI ASESOR:

Alfredo Cuellar, por su amistad
y ayuda para culminar un objetivo
más.

Muchas gracias.

A MI TIO JORGE:

Por su apoyo y
conocimiento compartido
en la utilización del Scanner.

DRA. ANA GABRIELA ZERPA:

Por su gran amistad y valiosa
ayuda en el manejo de la computadora.

Gracias.

**MVZ CARLOS DIAZ Y DE
LA GARZA:**

Por su gran apoyo en la
realización de esta tesis.

Muchas gracias.

A CATRINA.

A KLIN.

A todos mis compañeros:

Por su amistad y por todo
lo que compartimos en el
transcurso de nuestra
carrera.

A todos los profesores:

Por su enseñanza,
dedicación y experiencia
compartida.

AGRADECIMIENTO:

Especial agradecimiento por el apoyo recibido en la realización del presente trabajo en el Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del I. P. N.



Dr. Adolfo Martínez Palomo
DIRECTOR

Dr. Luis Alfonso Torres
SRIO. DE PLANEACION

Dr. Daniel Martínez Fong
COORDINADOR DEL BIOTERIO

MIEMBROS DEL COMITE DEL BIOTERIO

TECNICOS Y PERSONAL GENERAL DEL BIOTERIO

Muchas gracias.

"Aprende a vivir eternamente: trata de estudiar y aprender cosas útiles y provechosas, para ti y para el prójimo.

Cuando dejamos de aprender y no evolucionamos, comenzamos realmente a morir.

Aprende todo lo que puedas, en todos los ramos del saber, para iluminar al máximo tu espíritu.

Aprovecha todos los instantes, para aprender y aumentar tus conocimientos. "

INDICE

1.	RESUMEN.....	1
2.	OBJETIVOS.....	3
3.	INTRODUCCION.....	4
3.1.	BIOTERIO.....	5
3.1.1	Clasificación microbiológica.....	5
3.1.2.	Rata.....	8
3.1.3.	Ratón.....	8
3.1.4.	Hamster.....	9
3.2.	ENFERMEDADES CAUSADAS POR CESTODOS Y NEMATODOS EN RATA, RATON Y HAMSTER.....	15
3.2.1.	Himenolepiasis.....	17
3.2.2.	Aspiculariasis.....	27
3.2.3.	Oxiuriasis.....	33
3.3.	TRATAMIENTO.....	41
3.3.1.	Mebendazol.....	41
3.3.2.	Prazicuantel.....	44
3.3.3.	Niclosamida.....	47
3.3.4.	Tiabendazol.....	49
3.3.5.	Piperazina.....	52
3.3.6.	Ivermectina.....	55

3.4	PREVENCIÓN Y CONTROL.....	59
3.4.1.	Cuarentena de los animales adquiridos.....	59
3.4.2.	Control de insectos y roedores.....	61
3.4.3.	Normas estrictas de manejo.....	63
3.4.3.1.	Higiene y limpieza del equipo.....	63
3.4.3.2.	Alimento	66
3.4.3.3.	Agua	67
3.4.3.4.	Personal.....	69
3.4.4.	Elaborar un programa de diagnóstico	70
3.4.5.	Elaborar un programa de desparasitación.....	71
4.	CONCLUSIONES.....	73
5.	BIBLIOGRAFIA.....	75

RESUMEN

El presente trabajo se realizó con la finalidad de actualizar la información y dar nuevas alternativas en la utilización de tratamientos contra las parasitosis más comunes en rata, ratón y hamster que se presentan en los laboratorios de investigación y enseñanza. Además de establecer adecuadas medidas de diagnóstico, control y prevención de éstas enfermedades y así, obtener colonias libres de éstas parasitosis.

Existen una infinidad de parásitos que afectan a los animales de laboratorio. En este trabajo se hace referencia a los céstodos y nemátodos que fácilmente se presentan en los bioterios. Dentro de los céstodos se encuentra *Hymenolepis nana*; este parásito, tiene una importante relevancia dentro de la investigación, por que alteran los trabajos de experimentación, además que es una zoonosis.

Los nemátodos que comunmente se encuentran son *Syphacia obvelata* y *Aspicularis tetraptera*, también llegan a intervenir en la investigación y dentro de éstos *Syphacia obvelata* puede afectar al humano.

Se realizó un minucioso trabajo de investigación bibliográfica, hemerográfica y de banco de datos en el Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional; Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán en campo 1 y campo 4; Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

en Ciudad Universitaria y en la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional. Analizando la información obtenida, se evaluó y se consideraron aquellos tratamientos utilizados actualmente, de los cuales se citan los siguientes: mebendazol, prazicuantel, niclosamida, piperazina, tiabendazol e ivermectina.

Se establece un programa de diagnóstico y desparasitación que ayude a prevenir y controlar éstas enfermedades, para poder contar con animales libres de agentes parasitarios, sanos y de máxima calidad; dadas las necesidades de los investigadores que requieren de animales óptimos para sus trabajos de experimentación y contar con un menor número de variables que los alteren.

"La alta calidad en la investigación requiere de animales de máxima calidad"

OBJETIVOS.

1. Actualizar la información sobre la utilización de tratamientos eficaces contra las parasitosis causadas por nemátodos y céstodos más comunes en ratas, ratones y hamsters de laboratorio.
2. Proponer las medidas de diagnóstico, control y prevención contra *Hymenolepis nana*, *Aspicularis tetraptera* y *Syphacia obvelata* en rata, ratón y hamster, con la finalidad de contar con colonias de animales libres del parásito.

INTRODUCCION

La investigación en la actualidad ha tomado una gran importancia, y seguirá en un ascenso mayor, los proyectos de investigación se enfocan a descubrir las enfermedades que alteran el curso normal del humano y de los animales, por lo tanto, en esta área de estudio es en donde juegan un papel importante los animales de laboratorio para:

- 1.- Pruebas y estandarización de drogas y biológicos.
- 2.- Investigación para encontrar la causa de algunas enfermedades.
- 3.- Diagnóstico de enfermedades.
- 4.- Preparación de antisueros, antitoxinas y antivenenos.
- 5.- Preparación de vacunas y toxoides.
- 6.- Educación e investigación en el área médico-biológica, etc.

El animal para un experimentador o investigador es la variable más grande que puede tener para cualquier trabajo. Sin embargo, a gran número de estas personas no les importa su origen o procedencia. En la mayoría de los casos proceden de un bioterio .

Un animal de laboratorio es cualquier especie que al ser sometida a experimentación proporciona una información tabulada para tener así resultados específicos (Delgado, 1993).

BIOTERIO.

El bioterio es la planta productora de animales donde se controlan ambiental y genéticamente las diversas especies que se utilizan para investigación.

Existen varias especies que se manejan en un bioterio, tales como:

- Ratas.
- Ratonés.
- Cobayos.
- Tortugas.
- Hamsters.
- Ranas.
- Palomas.
- Perros.
- Gatos.
- Monos, etc.

Se considera que para fines de interés de docencia e investigación, y tomando en cuenta las especies de mayor facilidad en su adquisición, se utilizan más comúnmente en un bioterio conejos y roedores (Delgado, 1993).

CLASIFICACION MICROBIOLÓGICA.

Los animales de laboratorio se pueden clasificar microbiológicamente en:

Animal axénico.

Animal obtenido por cesárea; amamantado y criado en consideraciones asépticas, demostrablemente libre de toda forma de vida asociada.

Animal gnotobiótico.

Animal previamente axénico, pero que ahora presenta extra una forma de vida adquirida por adición completamente conocida. La forma de vida asociada debe ser agregada en poca cantidad y no patógena.

Animal definido.

Animal microbiológicamente asociado, previamente axénico y que se ha asociado intencionalmente con uno o más microorganismos.

Animal mantenido en barrera.

Animal microbiológicamente asociado que se ha colocado bajo un "sistema de barreras". Estos animales son utilizados repetidamente para monitorear la presencia de microorganismos administrados deliberadamente, así como los adquiridos accidentalmente.

Animal libre de patógenos específicos.

Animal libre de vida patógena específica asociada. Esta adición se asegura mediante la aplicación de pruebas microbiológicas específicas para los microorganismos considerados.

Animal convencional.

Animal con carga microbiana desconocida e incontrolada. Estan constituidos por todos aquellos animales criados bajo condiciones ambientales no estrictamente controlada sin "sistema de barrera".

En la actualidad; la mayoría de los bioterios existentes trabajan con animales convencionales, de aquí la necesidad de tratar de controlar o preparar a éstos animales a reducir la presencia de parásitos comúnmente encontrados y que nos alteran los resultados de investigación (Delgado, 1993).

RATA

La rata es un animal de comportamiento bien definido, dócil y sumamente inteligente; de bajo costo y relativamente saludable. Satisface un amplio rango de procedimientos en las investigaciones (cuadro 1, 2, 3, 4).

Clasificación taxonómica.

Reino: Animal
Phylum: Chordata
Subphylum: Vertebrata
Clase: Mammalia
Orden: Rodentia
Suborden: Myomorpha
Familia: Muridae
Género: Rattus
Especie: norvegicus

(Delgado, 1993; Malagon, 1994; Tena, 1994)

RATON

El ratón es el animal de laboratorio más extensamente usado. Su pequeño tamaño, temprana pubertad (madurez sexual), fertilidad, corto periodo de gestación y relativamente alta posición en la escala evolutiva lo hace el animal idóneo para muchos problemas o casos de investigación (cuadro 1,2, 3,4).

Clasificación taxonómica.

Reino: Animal
Phylum: Chordata
Subphylum: Vertebrata
Clase: Mammalia
Orden: Rodentia
Suborden: Myomorpha
Familia: Muridae
Género: Mus
Especie: musculus

(Casasola, 1994; Delgado, 1993; Ruiz -a-, 1994)

HAMSTER

El hamster es uno de los animales más recientemente introducidos al laboratorio, sin embargo son extremadamente populares.

Es un animal muy nervioso que responde agresivamente ante movimientos bruscos e inseguros; de cola corta, con tendencia a hacer madrigueras, de hábitos nocturnos, coprofago, hibernante y estivante (cuadro 1, 2, 3, 4).

Clasificación taxonómica.

Reino: Animal
Phylum: Chordata
Subphylum: Vertebrata
Clase: Mammalia
Orden: Rodentia
Suborden: Myomorpha
Familia: Cricétida
Género: *Mesocricetus*
Especie: *auratus*

(Delgado, 1993; Herrera, 1994; Ruiz -b-, 1994)

Cuadro 1. DATOS ANATOMO-FISIOLOGICOS

PARAMETRO	RATA	RATON	HAMSTER
Promedio de peso al nacer	5 - 6 g	1.5 g	2 g nacen con incisivos
Peso al destete	40 - 50 g	10 - 12 g	20 - 30 g
Madurez sexual de la hembra	100 días (300 g)	60 días (25 g)	60 días (95 - 120 g)
Peso adulto/hembra	325 g	30 g	95 - 140 g
Tipo ciclo estral	Poliéstrico continuo	Poliéstrico continuo	Poliéstrico continuo
Duración del estro	12 horas	9 - 20 horas	1?
Determinación de las fases del ciclo estral	Frotis vaginal	Frotis vaginal	Frotis vaginal
No. de cromosomas	42 (2n)	40 (2n)	44 (2n) El número varía de una subespecie a otra
Tipo de placentación	Endoteliooarial discoidal	Endoteliooarial discoidal	Endoteliooarial discoidal
Tipo de útero	Bicornado, unidos a nivel de cervix	Bicornado	Cuernos que desembocan en forma independiente a la vagina
Vida productiva de la hembra	1 año (menopausia 15 - 18 meses)	10 - 12 meses (6 - 10 camadas)	10 - 12 meses
Vida productiva del macho	1 año	1 - 1.5 años	1 año
Edad al destete	20 días promedio	18 - 21 días	21 - 28 días
Edad a la pubertad	50 - 60 días	35 días	28 - 42 días
Madurez sexual del macho	100 días (350 g)	55 días (30 g)	60 días (85 - 100 g)
Peso adulto/macho	374 g	20 - 40 g según la cepa de procedencia	90 - 120 g
Duración del ciclo estral	4 - 5 días	4 - 5 días	4 días
Tipo de ovulación	Espontánea	Espontánea	Espontánea
Momento de la ovulación	10 horas, después de iniciado el estro	2 - 4 horas después de iniciado el estro	1?
Gestación	20 - 22 días	19 días promedio	16 días
Tamaño de la camada	6 - 12 individuos	10 - 12 crías	5 - 10 crías
No. de tetas de la hembra	6 pares (3 torácicas, 3 abdominales)	5 pares (3 torácicas, 2 abdominales)	6 - 7 pares
Actividad	Nocturna	Nocturna	Nocturna
Longevidad promedio	2.5 años	2 años	3 años
Tipo de apareamiento	Monogámico y poligámico	Monogámico y poligámico	Monogámico y poligámico
Consumo de agua	10 - 15 ml/día	4 - 5 ml/día	Ad libitum
Consumo de alimento	12 - 20 gr/día (adultos)	4 - 5 gr/día (adultos)	10 - 14 gr/día

(Casasola, 1994; Delgado, 1993; Herrera, 1994; Malagon, 1994; PMI, 1994; Ruiz, 1994; Tena, 1994)

Cuadro 2. DATOS CARDIOVASCULARES

PARAMETRO	RATA	RATON	HAMSTER
Frecuencia respiratoria	66 - 114/min	84 - 230/min	33 - 127/min
Presión sistólica	116 mmHg	113 mmHg	¿?
Presión diastólica	90 mmHg	81 mmHg	¿?
Frecuencia cardíaca	261 - 600/min	330 - 780/min	275 - 425/min
Temperatura rectal	38.2° C	37.4° C	37.4° C

(Casasola, 1994; Delgado, 1993; Herrera, 1994; Malagon, 1994; PMI, 1994; Ruiz, 1994; Tena, 1994)

Cuadro 3. DATOS HEMATOLOGICOS

PARAMETRO	RATA	RATON	HAMSTER
Volumen total de sangre	59 ml/kg Peso vivo	78 ml/kg Peso vivo (5 - 6 %)	7.5 % peso vivo
Tiempo de coagulación	20 segundos	14 segundos	¿?
Longevidad de eritrocitos	45 - 68 días	20 - 30 días	¿?
Diámetro de eritrocitos	6.8 micras	6.6 micras	¿?
Cantidad de eritrocitos	6 - 10 millones/mm ³	6 - 11 millones/mm ³	4.9 millones/mm ³
Hematocrito (Ht)	46 %	42.5 %	50 - 55 %
Cantidad de plaquetas	702 - 796 mil/mm ³	246 - 339 mil/mm ³	160 - 516 mil/mm ³
Hemoglobina (Hg)	14.8 %	14.8 %	16 %
Cantidad de leucocitos	14 mil/mm ³	8 mil/mm ³	10 mil/mm ³
Neutrófilos	22.14 %	25 %	25 - 30 %
Eosinófilos	2.14 %	1.87 %	¿?
Basófilos	0.71 %	0.62 %	¿?
Linfocitos	72.85 %	68.75 %	65 - 79 %
Monocitos	2 %	3.75 %	¿?

(Casasola, 1994; Herrera, 1994; Malagon, 1994; PMI, 1994; Ruiz, 1994; Tena, 1994)

Cuadro 4. REQUERIMIENTOS AMBIENTALES

PARAMETRO	RATA	RATON	HAMSTER
Temperatura ambiental	18 - 27°C	20 - 25°C	21 - 22°C
Humedad relativa	45 - 55 %	45 - 55 %	45 - 55 %
Iluminación	12 hr/día	10 - 12 hr/día	10 - 12 hr/día
Aireación	10 - 20 cambios/hora	10 - 15 cambios/hora	10 - 15 cambios/hora

(Casasola, 1994; Delgado, 1994; Herrera, 1994; Malagon, 1994; PMI, 1994; Ruiz, 1994; Tena, 1994)

ENFERMEDADES CAUSADAS POR CESTODOS Y NEMATODOS EN RATA, RATON Y HAMSTER.

Las enfermedades parasitarias más comunes en rata, ratón y hamster; son causadas por diversos agentes como protozoarios, helmintos, ectoparásitos, entre otros. Se hará referencia a los cestodos y nemátodos que con mayor frecuencia se presentan en las colonias de tipo convencional y que afectan de igual manera a éstos roedores (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978).

En las parasitosis causadas por cestodos se menciona como principal agente a *Hymenolepis nana*, que afecta el intestino delgado de los hospedadores definitivos. Este parásito es muy difícil de erradicarlo cuando se encuentra en las colonias convencionales, ya que además que presenta un ciclo de vida indirecto y directo que lo hace aún más difícil y por su facilidad de diseminación (Bernirschke, 1978; Steele, 1982; Fox, 1988).

Los nemátodos más frecuentes encontrados son *Syphacia obvelata* y *Aspicularis tetraptera*; es muy común localizar estos agentes en un mismo hospedador. Aunque no se descarta la posibilidad de presentarse individualmente (Flynn, 1973; Fox, 1984; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

Estos parásitos se localizan en el ciego y colon del huésped definitivo. Causan al igual que *Hymenolepis nana*; retraso en el crecimiento, baja de peso, disminución de la condición, problemas digestivos entre los que podemos citar una enteritis, colitis, oclusión e impactación intestinal y en algunas ocasiones la

muerte, como es el caso de la himenolepiasis (Flynn, 1973; Fox, 1984; Goodman, 1990; Lindsey, 1991).

Presentan una distribución cosmopolita. Cabe mencionar que existe la posibilidad de contagio en el humano en la himenolepiasis actuando como una importante zoonosis. En el caso de la oxiuriasis por *Syphacia obvelata* se han reportado algunos casos en el humano, *Aspicularis tetraoptera* no representa un problema de salud pública (Flynn, 1973; Foster, 1982; Goodman, 1990).

En muchas ocasiones éstas se presentan subclínicamente, pero aún así se deteriora la condición de los animales, y esto repercute seriamente en la investigación, ya que se alteran y modifican los resultados experimentales (Bernirschke, 1978; Soulsby, 1987; Coghlan, 1993; Lipman, 1994).

Es importante establecer un buen diagnóstico, para poder establecer adecuadas medidas de control y tratamiento. En la actualidad existen muchos productos comerciales contra estas parasitosis, los más frecuentemente utilizados en los bioterios y centros de investigación son el mebendazol, niclosamida, prazicuantel, tiabendazol, ivermectina y piperazina (Booth, 1988; Soulsby, 1987; Harkness, 1989; Goodman, 1990; Taylor, 1992).

HIMENOLEPIASIS

DEFINICION.

La himenolepiasis es una enfermedad infecciosa causada por Hymenolepis nana, que afecta el intestino delgado de roedores, primates y al humano (Bernischke, 1978; Soulsby, 1987; Fox, 1984).

SINONIMIAS DE LA ENFERMEDAD.

Himenolepiasis nana (Steele, 1982)

Enfermedad de los gusanos enanos (Steele, 1982)

Vampirolepis nana (Noble, 1989)

Teniasis nana (Schnurrenberger, 1987)

Himenolepiosis (Schnurrenberger, 1987)

SINONIMIAS DEL PARASITO.

Taenia murina

Taenia nana

Hymenolepis fraterna

(Steele, 1982)

AGENTE ETIOLOGICO.

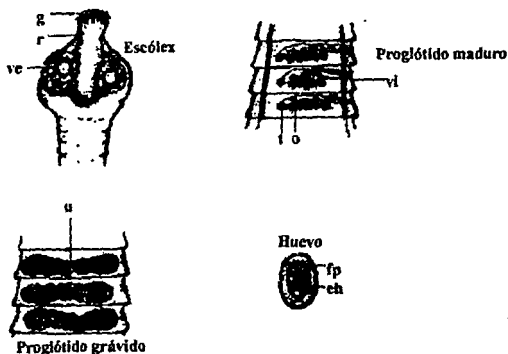
La himenolepiasis es una enfermedad causada por un céstodo denominado Hymenolepis nana; que pertenece a la familia Hymenolepididae y al orden Cyclophyllidea (Soulsby, 1987; Noble, 1989).

Hymenolepis nana (fig. 1) mide de 5 a 90 mm de longitud; el escólex contiene cuatro ventosas y es globular. El rostelo es corto y armado de 20 a 30 espinas; es además muscular y retráctil semejante al Dipylidium caninum (Farris, 1979; Bernirschke, 1978; Steele, 1982; Noble, 1989; Soulsby, 1987; Despommier, 1987).

El máximo tamaño de los proglótidos es de 0.15 a 0.3 mm de largo por 0.8 a 1.0 mm de ancho; el estróbilo puede estar compuesto hasta por 200 proglótidos, cada proglótido maduro contiene tres testículos globulares, un solo ovario globular y ésta compuesto por una glándula vitelina. Los segmentos grávidos presentan un utero sacciforme irregular y contienen de 100 a 200 huevos que son liberados por desintegración de los segmentos terminales y así pasan a las heces. Algunos autores mencionan que son trapezoidales (Bernirschke, 1978; Farris, 1979; Steele, 1982; Despommier, 1987; Dixon, 1991; Conn, 1993).

Los huevos (fig. 1) son globulares u ovals, hialinos; miden de 37 a 47 μ m por 50 a 53 μ m y la oncósfera mide 16 a 25 μ m por 24 a 30 μ m. El embrión es esférico y de pared delgada con una protuberancia de cada polo y del cual emergen seis finos filamentos; la oncósfera (embrión hexacanto) mide de 24 a 30 μ m por 16 a 25 μ m, y posee tres pares de ganchos pequeños (Flynn, 1973; Baker, 1979; Bernirschke, 1978; Steele, 1982; Edwin, 1982; Mead, 1986).

fig. 1. *Hymenolepis nana* (Despommier, 1987).



- | | |
|---------------|-------------------------|
| g = ganchos | r = rostelo |
| ve = ventosas | t = testículos |
| o = ovario | vi = glándula vitelina |
| u = utero | fp = filamentos polares |
| | ch = embrión hexacanto |

CICLO DE VIDA

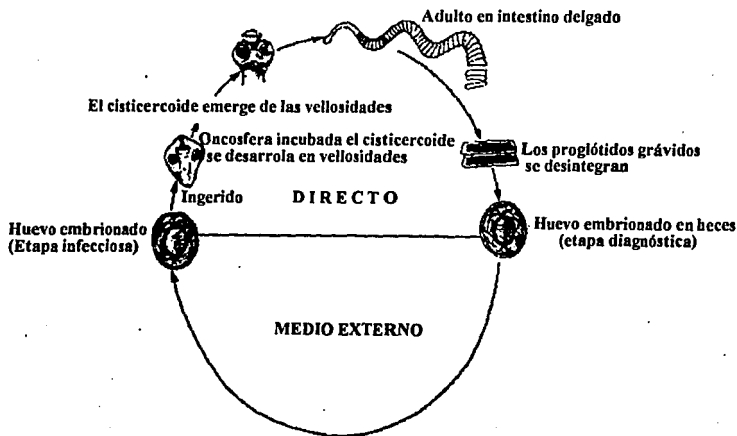
Normalmente es directo mediante la ingestión de los huevos por el hospedador definitivo; ocasionalmente por hospedadores intermediarios como: *Ctenocephalides canis*, *Pulex irritans*, *Menephillus cylindricus*, *Xenopsylla cheopis*, *Spleophonus piceus*, *Tribolium confusum* y *Tenebrio molitor*, (Steele, 1982).

La larva e insecto adulto de *Tribolium* sp pueden infectarse por los huevos de *Hymenolepis nana* que se encuentran en los proglótidos grávidos y por el cisticercoide; desarrollándose en estos insectos la fase infectante (Steele 1982).

DIRECTO.

Este parásito es el único céstodo que se conoce que puede transmitirse directamente (fig. 2). Los proglótidos grávidos son eliminados en las heces del hospedador definitivo; la infección se da cuando se ingiere por otro hospedador definitivo. Los huevos maduran en el intestino delgado, el embrión se libera y después penetra el vello intestinal y se transforma a larva cisticercoide de 4 a 5 días. Cuando la larva regresa al lumen intestinal, se fija a la mucosa, y se desarrolla así el adulto esto ocurre entre 10 y 11 días. De este modo el ciclo de vida, en la transmisión directa, se completa de 14 a 16 días (Flynn, 1973; Dunn, 1983; Soulsby, 1987; Noble, 1989).

fig. 2. Esquema del ciclo evolutivo directo de *Hymenolepis nana* (Despommier, 1987).



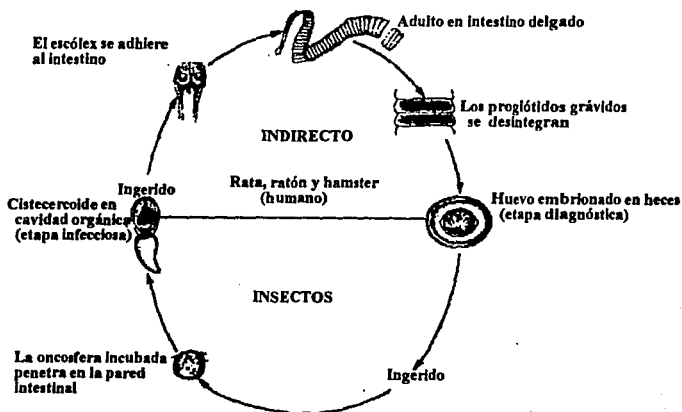
INDIRECTO.

También ocurre la transmisión indirecta (fig. 3). Las larvas infectantes se desarrollan en artrópodos como escarabajos o pulgas, y el hospedador definitivo se llega a infectar por la ingestión de éstos insectos afectados. El tiempo requerido para el desarrollo de las larvas en los insectos varía con la temperatura ambiental, por lo que la duración en el ciclo de vida indirecto es variable (Flynn, 1973; Dunn, 1983).

El ciclo de vida, desde la ingestión hasta que se manifiesta toma de 20 a 30 días (Fox, 1984).

El ciclo de vida indirecto varía dependiendo de la temperatura ambiental y de las especies de hospedadores intermediarios (Bernirschke, 1978).

fig. 3 Esquema del ciclo evolutivo indirecto de *Hymenolepis nana* (Despommier, 1987).



HOSPEDADORES DEFINITIVOS.

Se mencionan principalmente como hospedadores definitivos al ratón, rata, hamster, primates no humanos y al humano. Se han reportado casos de infecciones por *Hymenolepis nana* en monos *Rhesus* y en chimpances; otros casos identificados fueron dados en cobayos, pero éstos son considerados como una especie de hospedador ocasional (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978; Baker, 1979; Foster, 1982).

DISTRIBUCION.

La distribución de la infección por *Hymenolepis nana* es cosmopolita (Foster, 1982).

EPIDEMIOLOGIA.

FACTORES AMBIENTALES.

- Temperatura ambiental; el huevo facilmente vive los primeros días fuera del hospedador a una temperatura de 20-24°C y durante este tiempo puede diseminarse rapidamente (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978).
- Presencia de los hospedadores intermediarios; para la formación del cisticercoide y así desarrollarse la fase infestante en el ciclo de vida indirecto (Soulsby, 1987).
- Condiciones sanitarias del medio ambiente; generalmente se puede dar la infestación cuando no existe una higiene adecuada del material y equipo para las colonias de roedores (Steele, 1982; Fox, 1984).

FACTORES DEL HOSPEDADOR.

- Edad; la himenolepiasis es más común y frecuente entre las 5 y 7 semanas de edad (Asano, 1993).
- Especie; Se han reportado incidencias en colonias de ratones convencionales del 64, 87 y 100%, dependiendo de la cepa. En los hamsters se han reportado incidencias altas del 42% (Flynn, 1973).

FACTORES DEL PARASITO.

- Ciclo de vida: Directo que dura de 14 a 16 días o indirecto que varía dependiendo de los factores ambientales y del tipo de hospedador intermediario (Bernirschke, 1978; Baker, 1979).
- Resistencia al medio ambiente: Los huevos son relativamente susceptibles al medio ambiente, ya que no sobrepasa los 11 días aún en condiciones óptimas (Baker, 1979; Acha, 1986).
- Capacidad de diseminación del huevo: Es fácilmente diseminado el huevo por el aire, alimento, insectos y por el manejo en jaulas, botellas de agua, aserrín o viruta (Flynn, 1973).

PATOGENIA.

- Expoliatriz quimófaga: La alimentación de *Hymenolepis nana* es por medio de difusión facilitada. El parásito consume carbohidratos en el intestino del hospedador, pero la necesidad del parásito no es mucha en cuanto a éstos; pero si compete más por otras sustancias nutricionales como son los aminoácidos y vitaminas (Steele, 1982).

- Alergizante e irritativa: Por la presencia del parásito en la mucosa intestinal, depende también de la cantidad de parásitos. Se relacionan por un aumento en la permeabilidad y salida de líquido que impide que se absorban los nutrientes (Bernirschke, 1978; Hime, 1978).
- Traumática: Es por el efecto que causa al emerger la oncósfera y penetrar en las vellosidades intestinales, y al regresar al lumen intestinal para fijarse a la misma (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978; Fox, 1982; Soulsby, 1987).
- Mecánica-obstructiva: En los casos de infecciones severas, según la cantidad de parásitos presentes se llega a causar una impactación u oclusión intestinal (Ribelin, 1971; Hime, 1978; Baker, 1979).
- Inmunología-autoinfección: La inmunidad contra el parásito es más probable que se desarrolle en la transmisión directa, cuando el tejido del hospedador definitivo es invadido. En la transmisión indirecta, la fase en el tejido es omitida y no se produce la inmunidad. Este fenómeno tiene una importancia significativa con la relación inmunidad-autoinfección (Noble, 1989).

CUADRO CLINICO.

Muchas de las infecciones tienen una presentación subclínica o asintomática dependiendo de la cantidad de céstodos presentes en el cuerpo del animal afectado (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978; Fox, 1982; Soulsby, 1987).

En infecciones severas en los roedores de laboratorio es invariablemente patógena; causando una diarrea que va de moderada a profusa, dolor abdominal, anorexia, desordenes nerviosos, extrema apatía. También se ha reportado; retraso en el crecimiento y baja de peso (Baker, 1978; Vigar, 1979).

En el hamster causa: oclusión intestinal, impactación y muerte (Flynn, 1973; Bernirschke, 1978).

LESIONES.

Básicamente el tipo de lesiones que se presentan en los roedores afectados son: una enteritis catarral, inflamación crónica, abscesos, linfadenitis granulomatosa focal de los nódulos linfoides mesentéricos y enterocolitis con hiperplasia linfoide (Bernirschke, 1978; Baker, 1979; Arther, 1981; Noble, 1989).

DIAGNOSTICO.

El diagnóstico se basa en la demostración de los huevos del parásito en las heces, por medio de exámenes coproparasitológicos (Mc Master o flotación). Y por la presencia e identificación de los céstodos adultos en el intestino delgado a la necropsia (Baker, 1979; Soulsby, 1987).

Mediante un corte histológico, ocasionalmente se pueden demostrar los cisticercoides en las vellosidades intestinales y en los nódulos linfoides (Bernirschke, 1978).

SALUD PUBLICA.

Es una importante zoonosis; ya que *Hymenolepis nana* es patógena para el humano. En infecciones leves es inaparente, pero en infecciones severas causa anorexia, vómito, diarrea, baja de peso, dolor abdominal, insomnio, apatía, irritabilidad, prurito nasal y anal, y algunos signos neurológicos. La transmisión de los animales al hombre es probablemente poco frecuente; para el personal que trabaja en laboratorios con éstos animales deberían ser precavidos por esta posibilidad e informarse y mejorar su higiene personal propia (Flynn, 1973; Biagi, 1986; Acha, 1986; Schnurrerberger, 1987).

ASPICULARIASIS

DEFINICION.

La aspiculariasis es una enfermedad infecciosa parasitaria que afecta el colon de ratón, rata, hamster, ocasionalmente a conejos y roedores silvestres (Mc Nair, 1977; Fox, 1984; Holmes, 1987; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

SINONIMIAS DE LA ENFERMEDAD.

Enfermedad de los gusanos "redondos" (Lindsey, 1991)

Oxyuriasis (Harkness, 1989)

Mouse pinworm (Flynn, 1973; Lindsey, 1991)

SINONIMIAS DEL PARASITO.

Aspicularis tetraptera (Flynn, 1973; Holmes, 1987; Harkness, 1989).

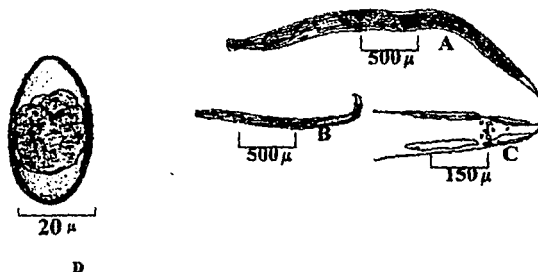
AGENTE ETIOLOGICO.

La aspiculariasis es una enfermedad causada por un nemátodo denominado Aspicularis tetraptera; que pertenece al orden Ascaridorida, superfamilia Oxyuricae, familia Oxyuridae y a la subfamilia Aspiculurinae (Flynn, 1973; Lindsey, 1991).

La hembra de Aspicularis tetraptera mide de 2.6 a 4.7 mm de longitud, los machos son ligeramente más pequeños y miden de 2 a 4 mm de longitud (fig. 4).

La vulva se encuentra en el tercio anterior del cuerpo de la hembra, el macho presenta una cola cónica en el ancho caudal. La espícula y el gubernáculo no están presentes. Los huevos (fig. 4) son simétricamente elipsoidales, con una capa delgada, mide de 89 a 93 μ por 36 a 42 μ (Flynn, 1973; Fox, 1984).

fig. 4. *Aspicularis tetraoptera*. A. Hembra; B. Macho; C. Extremo posterior del macho; D. Huevo (Flynn, 1973)

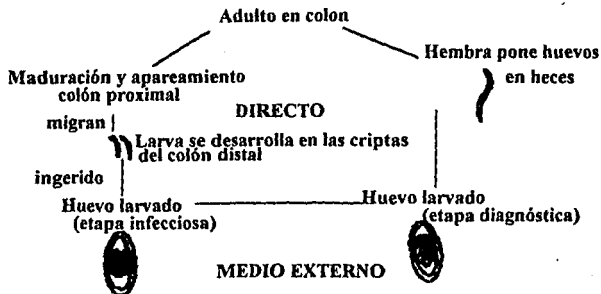


CICLO DE VIDA.

El ciclo de vida es directo (fig. 5) y toma aproximadamente de 23 a 25 días. Los parásitos adultos habitan el colon, las hembras depositan sus huevos por las noches en una cápsula mucosa de los gránulos fecales. Se requiere de 6 a 7 días a 24 °C (temperatura ambiente) para ser infestantes y pueden sobrevivir semanas fuera del hospedador. La infestación se lleva a cabo por la ingestión de los huevos infestantes; ya sea de forma directa o por contaminación del alimento y agua. La larva se desarrolla inicialmente en la parte distal del colon (en las criptas) y se quedan por 4 a 5 días; posteriormente migran a las 3 semanas y se desarrolla la maduración en el colon proximal y los huevos aparecen en las heces

después de 23 días (Flynn, 1973; Fox, 1984; Beaver, 1986; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

fig. 5 Esquema del ciclo evolutivo de Aspicularis tetraptera.



HOSPEDADORES DEFINITIVOS.

Los hospedadores definitivos que se mencionan son principalmente el ratón, roedores silvestres, la rata aunque no es común, pero se llega a encontrar y en el conejo de laboratorio (Flynn, 1973; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

Ocasionalmente afecta a gerbos (Fox, 1984).

DISTRIBUCION.

La distribución de la infección por Aspicularis tetraptera es considerada cosmopolita (Flynn, 1973).

EPIDEMIOLOGIA.

FACTORES AMBIENTALES:

- Temperatura ambiente (24 °C) (Harkness, 1989).
- Condiciones sanitarias del medio ambiente; cuando existe una mala higiene y limpieza del equipo y material para el mantenimiento de las colonias (Fox, 1984; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

FACTORES DEL HOSPEDADOR:

- Cepa: Dentro de las características del hospedador hay cepas más susceptibles que otras. Las cepas de ratones DBA/2 y RF son altamente susceptibles y la cepa C3H es más resistente a la infestación (Harkness, 1989).
- Edad: La aspiculariasis no es común en animales jóvenes, pero se incrementa su incidencia con la edad. Es más frecuente a las 10 semanas de edad (Harkness, 1989).
- Sexo: Los machos son un poco más resistentes que las hembras a la infestación causada por *Aspicularis tetraptera* (Harkness, 1989).
- Microflora intestinal: Las infestaciones de los parásitos varía con la composición de la microflora intestinal (Harkness, 1989).

FACTORES DEL PARASITO:

- Ciclo de vida: Directo que dura de 23 a 35 días, que varía dependiendo de los factores ambientales (Fox, 1984; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

- Huevos embrionados: Se requiere de 6 a 7 días para que los huevos sean infectantes (Flynn, 1973; Lindsey, 1991).
- Resistencia al medio ambiente: Los huevos embrionados pueden sobrevivir semanas fuera del hospedador, ya que requieren una temperatura ambiental adecuada (24°C) y generalmente en este tipo de colonias son óptimas y controladas (Fox, 1984; Lindsey, 1991).

PATOGENIA.

- Irritativa.- Por la presencia del parásito en la mucosa del colon al fijarse a ésta y alimentarse del contenido intestinal (Coghlan, 1993).
- Traumática.- En infestaciones severas existe tenesmo por parte del hospedador al intentar evacuar las heces, y al encontrarse obstruido el colon se manifiesta un prolapso rectal (Coghlan, 1993).
- Mecánica-obstruccionista.- Se manifiesta por impactación, constipación e intususcepción debido a un gran número de parásitos presentes en el colon impidiendo la función normal de éste (Flynn, 1973; Harkness, 1989; Coghlan, 1993).

CUADRO CLINICO.

La mayoría de las infecciones son consideradas como subclínicas (Lindsey, 1991; Coghlan, 1993).

En infecciones severas; causa retraso en la ganancia de peso, disminuye la actividad, impactación, constipación, y prolapso rectal (Flynn, 1973; Harkness, 1989; Coghlan, 1993).

LESIONES.

Principalmente el tipo de lesiones que se presentan son: una inflamación severa de la mucosa intestinal del colon, irritación e intususcepción (Flynn, 1973; Fox, 1984; Harkness, 1989; Coghlan, 1993).

Generalmente no causan otras lesiones, ya que son parásitos que se encuentran en el lumen (Harkness, 1989).

DIAGNOSTICO.

Es importante considerar para el diagnóstico, tomar en cuenta la edad del roedor y el tiempo de la prueba.

El diagnóstico se basa en la demostración de los huevos en las heces por medio de la técnica de flotación o Mc. Master. Y por la presencia de los parásitos adultos en el colon a la necropsia (Flynn, 1973; Fox, 1984).

En algunos casos, histopatológicamente se pueden observar las larvas de *Aspicularis tetraptera* que penetran el epitelio intestinal (Harkness, 1989).

SALUD PUBLICA.

No causa problemas de salud pública en el humano (Flynn, 1973).

OXIURIASIS

DEFINICION.

La oxiuriasis es una enfermedad parasitaria infecciosa que afecta el ciego y colon de rata, ratón y hamster (Foster, 1982; Fox, 1984; Lindsey, 1991).

SINONIMIA DE LA ENFERMEDAD.

Enfermedad de los gusanos "redondos" (Lindsey, 1991).

Mouse pinworm (Lindsey, 1991).

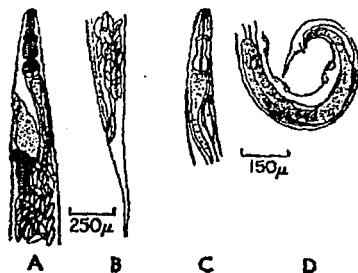
AGENTE ETIOLOGICO.

La oxiuriasis es causada por un nemátodo denominado Syphacia obvelata, la cual pertenece al orden Ascaridorida, superfamilia Oxyuricae, familia Oxyuridae y a la subfamilia Syphaciinae (Flynn, 1973).

Syphacia obvelata (fig. 6), es un gusano redondo, en punta, brillante y blanco. El macho mide de 1.1 a 1.5 mm por 120 a 140 μ , la hembra de 3.4 a 5.8 mm por 240 a 400 μ . La boca tienen tres diferentes labios dispuestos trirradialmente alrededor de la boca sin cápsula bucal, el esógado es típico de los oxiurios con una prominencia prebulbar posterior, es globular y con una válvula bulbar. Presenta un par de aletas laterales poco prominentes, que se extienden desde el extremo anterior, hasta la región cervical, también tres proyecciones cuticulares en la superficie ventral. En el macho se encuentra cerca de la mitad del cuerpo. La cola es larga y en punta. En el macho se presenta una típica

curvatura ventral cerca de la longitud más ancha del cuerpo, terminando detrás de la cloaca en un proceso terminal fino. Es simple y delgado. El gubernáculo y la espícula copuladora, larga y ligeramente curvada están presentes. La vulva en la hembra se encuentra anterior al cuerpo dirigido oblicuamente. La vagina frecuentemente es protuberante y se comunica con un ovoeyector muscular que se abre en un útero largo y simple. Las vesículas seminales, los oviductos y los tubos ováricos son dobles (Flynn, 1973; Fox, 1984; Craig, 1982).

fig. 6. *Syphacia obvelata*. A. Extremo anterior de la hembra; B. Extremo posterior de la hembra; C. Extremo anterior del macho; D. Extremo posterior del macho (Flynn, 1973).



Los huevos (fig. 7) son planos de un lado y puntiagudos al final, miden de 118 a 53 μ por 33 a 55 μ . El núcleo llena la cápsula y frecuentemente se encuentra el estadio larvario cuando éstos son depositados (Flynn, 1973; Fox, 1984).

fig. 7. Huevo de *Syphacia obvelata* (Flynn, 1973).



CICLO DE VIDA.

El ciclo de vida (fig. 8) es directo y se completa de 11 a 15 días. La hembra deposita los huevos en el colon, en la piel de la región perianal y entonces muere. Los huevos son infestantes en pocas horas (alrededor de 6 horas). La infestación ocurre de tres maneras:

Directamente: por la ingestión de huevos embrionados de la región perianal de un animal infectado.

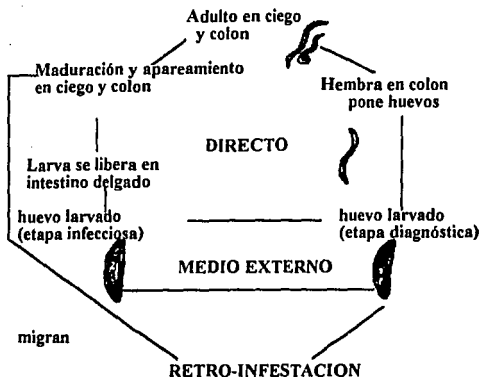
Indirectamente: por la ingestión de agua o alimento contaminado con huevos embrionados.

Retroinfestación: cuando se encuentran los huevos en la región perianal y las larvas migran hacia el colon por medio del ano.

Los huevos ingeridos liberan la larva en el intestino delgado, y estas migran al ciego dentro de las primeras 24 horas; donde la hembra deposita los huevos embrionados (rango de 266-347 huevos). Los parásitos permanecen en el ciego y colon durante un lapso de 10 a 11 días en los que maduran y se aparean. Las hembras migran nuevamente y dejan los huevos en el hospedador y se inicia

otra vez el ciclo (Flynn, 1973; Fox, 1984; Lindsey, 1991; Grice, 1993; Lipman, 1994).

fig. 8. Esquema del ciclo evolutivo de *Syphacia obvelata*.



HOSPEDADORES DEFINITIVOS.

Los hospedadores definitivos son: ratón, rata, hamster y gerbo (Flynn, 1973; Ross, 1980; Fox, 1984; Harkness, 1989).

Los monos son susceptibles a este nemátodo por lo que una infestación natural en el laboratorio puede ocurrir. El humano es similarmente susceptible y ocasionalmente se han reportado infestaciones naturales por este parásito (Flynn, 1973).

DISTRIBUCION.

La distribución de la infección por *Syphacia obvelata* es cosmopolita (Flynn, 1973; Craig, 1982; Goodman, 1990).

EPIDEMIOLOGIA.

FACTORES AMBIENTALES.

- Condiciones sanitarias del medio ambiente; por un mal manejo en la higiene y limpieza de las colonias, equipo, material e implementos utilizados para el cuidado de los animales y que fácilmente pueden ser contaminados (Fox, 1984; Harkness, 1989).

FACTORES DEL HOSPEDADOR.

- Edad: Son más susceptibles los animales jóvenes (80% a las 5 semanas y el 15% a las 7 semanas), los adultos son más resistentes a la infestación (8 a 10 meses es el 1%) (Flynn, 1973; Lindsey, 1991)
- Estado inmunológico: El estado inmunológico del hospedador favorece la infección cuando se encuentra disminuido. Existe una gran competencia inmunológica del hospedador/parásito (Battes, 1987; Lindsey, 1991; Huerkamp, 1993; Lipman, 1994).

FACTORES DEL PARASITO.

- Ciclo de vida: Directo que dura de 11 a 15 días (Fox, 1984; Harkness, 1989).

- Virulencia: Los huevos son altamente infestantes en las primeras 6 horas y pueden sobrevivir por semanas en condiciones de desecación (Fox, 1984; Lindsey, 1991; Huerkamp, 1993).
- Retroinfestación: Dado por la capacidad de las larvas infectantes de migrar al colon por medio del ano (Flynn, 1973).
- Patogenicidad del parásito: El número de animales que se pueden afectar por *Syphacia obvelata* es alto de un 80% a 90% (Fox, 1984).
- Grado de transmisión: Es fácilmente transmisible por medio de fomites como en el manejo de jaulas, aserrín y botellas de agua (Le Blanc, 1993).

PATOGENIA.

- Irritativa.- Por la presencia del parásito adulto en el ciego y colon al fijarse en ésta y alimentarse del contenido intestinal (Hime, 1978; Harkness, 1989).
- Traumática.- Debido al prurito ocasionado cuando las hembras salen a poner sus huevos en el ano, existe mutilación de la base de la cola (Fox, 1984).
- Mecánica-obstruictiva.- En infestaciones graves se manifiesta por una impactación, intususcepción y constipación; dado por la presencia de gran cantidad de parásitos y de heces pastosas debido a la disminución de adsorción de agua (Harkness, 1989; Huerkamp, 1993; Lipman, 1994).

CUADRO CLINICO.

Usualmente es asintomática, pero dependiendo de la cantidad de oxyuros presentes en el animal afectado se puede presentar el siguiente cuadro clinico:

Disminución en la ganancia de peso, retraso en el crecimiento, pelo hirsuto, pobre condición, disminución de la actividad, baja en la reproducción, aumento de heces pastosas (impactación fecal), debido a que impide la absorción de agua y electrolitos mutilación de la base de la cola debido al prurito ocasionado. Desordenes intestinales, impactación, intususcepción, irritación rectal asociado a una alta infestación y constipación (Fox, 1984; Wagner, 1988; Harkness, 1989; Lubcke, 1992; Huerkamp, 1993; Lipman, 1994).

En ratas se han reportado casos en los cuales la oxiuriasis por Syphacia obvelata induce a una artritis (Battes, 1987; Wagner, 1988; Lipman, 1994).

LESIONES.

En infestaciones severas del parásito se llega a observar una enteritis catarral. Además que una de las características de éstos parásitos es que habitan el lumen, por lo cual no se llegan a manifestar lesiones (Harkness, 1989).

Flynn (1973) reportó un caso de Syphacia obvelata en el cerebro de un hamster.

Se han reportado casos por infestaciones severas con presencia de granulomas hepáticos (Flynn, 1989; Lipman, 1994).

DIAGNOSTICO.

El diagnóstico se basa en la demostración de los huevos en la región perianal por medio de la técnica de Graham o "Diurex". Por la presencia e identificación de los nemátodos adultos en el ciego y colon a la necropsia (Flynn, 1973; Fox, 1984; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

INTERFERENCIA CON LA INVESTIGACION.

Existe una gran proporción de roedores de tipo convencional afectados por este parásito; lo cual se refleja en los resultados experimentales, ya que modifican la respuesta inmune del hospedador.

También este nemátodo puede separar dentro del tracto gastrointestinal enzimas, hormonas, proteínas, metabolitos y otras sustancias lo que puede confundir y alterar los trabajos de investigación (Battes, 1987; Flynn, 1989; Huerkamp, 1993; Lipman, 1994).

SALUD PUBLICA.

Infecciones causadas por Syphacia obvelata han sido reportados en primates no humanos y en el humano. Una infección causada por infestación natural no es común, pero el personal que trabaja con roedores de laboratorio tiene la posibilidad de afectarse con excretas de los animales infestados, si no se tiene la precaución en el manejo de éstas (Flynn, 1973; Fox, 1984; Craig, 1982; Beaver, 1986).

TRATAMIENTO

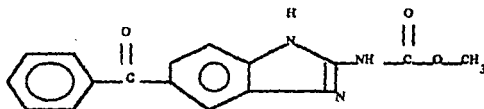
MEBENDAZOL.

Este fármaco se encuentra dentro del grupo de los benzimidazoles.

Nombres comerciales.

Averdan, Mebendazol, Mebental, Vermicell, Entozuril, Mebensan 10, Amycil, Mebensole, Exaverm, Soltric, Revapol, Benedaxol (DEF, 1993; PEV, 1992; Sumano y Ocampo, 1988).

Fórmula estructural del mebendazol (Goodman, 1990).



(Metil-5-benzoil 1-2-bencimidazol carbamato)

Características fisicoquímicas.

Este fármaco, descubierto en 1971, es un polvo amorfo, de color amarillento y sabor agradable. Es muy poco soluble en agua y en mayor parte de los disolventes orgánicos, pero es soluble en ácido fórmico (Sumano y Ocampo, 1988).

Farmacocinética.

Se absorbe muy poco en el tracto gastrointestinal debido a su baja hidro solubilidad en el agua, y alcanza un nivel plasmático menor al 1% de la dosis administrada. Lo que se absorbe sufre biotransformación hepática (descarboxilación). Se excreta con las heces en 24 a 48 horas de administrado. La cantidad absorbida se recupera en la orina, entre el 5 y 10% de 24 a 48 horas (Sumano y Ocampo, 1988; Booth, 1988).

Mecanismo de acción.

Los benzimidazoles actúan sobre los parásitos por interferencia en la generación de energía para su metabolismo. Excepto para el mebendazol que inhibe la fumarato reductasa y la fumarato alcalina; Al bloquearse estas enzimas se inhibe la generación de energía mitocondrial en la forma de adenosin trifosfato (ATP). En la ausencia del uso de energía el parásito muere. La expulsión de los parásitos ocurre de 2 a 3 días después de la dosificación del medicamento. Inhibe de manera selectiva e irreversible la captación de glucosa y otros nutrientes en los helmintos sensibles (Booth, 1988; Miller, 1989; Carsorio, 1991).

Toxicidad.

Es poco tóxico tanto para los animales como para el hombre, aunque tiene efectos depresores sobre el sistema nervioso central que se manifiesta por

mareos y somnolencia. Las ratas y los ratones toleran dosis superiores a 10 mg/kg (Sumano y Ocampo, 1988).

El mebendazol y el tamaño de sus partículas (10-20 μ m) tiene una dosis letal 50% de 3.56 g/kg en el ratón, pero en partículas más pequeñas (3-5 μ m) es cinco veces más tóxico para el ratón con dosis letal 50% de 0.62 g/kg.

La dosis letal media (LD50) es de más de 4500 mg/kg (Booth, 1988; Gupta, 1990).

Dosis y administración.

Los benzimidazoles son administrados por vía oral, en pastas o suspensiones. Para la administración en el alimento es incorporado en sales o pelets.

Dosis para animales de laboratorio: 48-100 mg/kg (Bossche, 1972; Booth, 1988; Soulsby, 1987; Khan, 1991).

Dosis efectiva contra Hymenolepis nana: 250 mg/kg durante 3 días (Gupta, 1990).

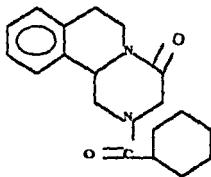
Dosis recomendadas para tratar las parasitosis por Syphacia obvelata y Aspicularis tetraptera es: 40-50 mg/kg de peso vivo, repetir a los 7 días (Holmes, 1984; Gupta, 1990).

PRAZICUANTEL.

Nombres comerciales.

Droncit, Cisticid, Ehliten, Cesol, Ceneride (DEF, 1993; PEV, 1992; Sumano y Ocampo, 1988).

Fórmula estructural del prazicuantel (Sumano y Ocampo, 1988).



(2 Ciclocarbonil)-1,3,4,6,7, H6,hexahidro-2 pirazino (2,1)-(isoquinolona)

Características fisicoquímicas.

El prazicuantel es un compuesto incoloro y prácticamente inodoro, cristalino, con un fuerte sabor amargo. En condiciones normales de almacenamiento es estable. Es muy soluble en disolventes inorgánicos, ligeramente soluble en alcohol y casi insoluble en agua. Solamente se ha reportado soluble en agua a una concentración de 0.04 g/100 ml a 25 ° C (Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988).

Farmacocinética.

El fármaco es absorbido rápidamente en el intestino de todos los animales y de igual manera es eliminado de la circulación sanguínea.

Se sabe que el prazicuantel se absorbe por vía digestiva. En ratones la absorción en el estómago es escasa y es máxima en el duodeno. Pasa la barrera hematoencefálica provocando reacciones clínicas, tales como: somnolencia, apatía y mareos. Parece ser que se biotransforma a nivel hepático ya que solo indicios de la dosis oral se eliminaron en forma biológicamente activa con la orina y las heces (Sumano y Ocampo, 1988).

La máxima concentración en el plasma se obtiene después de 5 minutos en el ratón, y de 15 a 30 minutos en la rata y en el hamster.

La dosis oral de 300 mg/kg en ratas, la concentración de la droga en la sangre portal es de 21.1 $\mu\text{g/ml}$, mientras que en la sangre periférica es de 6.2 $\mu\text{g/ml}$ (Booth, 1988).

Mecanismo de acción.

Se ha observado que el prazicuantel inhibe sistemas enzimáticos del metabolismo de los carbohidratos, causa contracción de los esquistosomas por un efecto específico en la permeabilidad de la membrana celular (Sumano y Ocampo, 1988; Carsorio, 1991).

Toxicidad.

La dosis letal media (LD50) en ratones y ratas es entre 2000 y 3000 mg/kg. Estudios en ratas y conejos gestantes indican que no hay efectos

embriotóxicos o teratogénicos de la droga, cuando son dosis orales de 30, 100 y 300 mg/kg (Booth, 1988).

Dosis.

Ha probado ser útil contra céstodos juvenes de *Hymenolepis nana* la dosis eficaz empleada es de 25-100 mg/kg (Sumano y Ocampo, 1988; Soulsby, 1987; Maki, 1989).

En el ratón los resultados terapéuticos se obtienen a dosis de 25 mg/kg de peso vivo administrados en dos aplicaciones con un intervalo de 10 días (Ebisui, 1991).

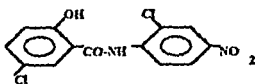
También se puede administrar en el alimento a razón de 140-210 ppm por 7 días consecutivos (Arther, 1981; Harkness, 1989).

NICLOSAMIDA.

Nombres comerciales.

Mansonil, Mebeciclol, Fenasal, Lintex (Booth, 1988; DEF, 1993).

Fórmula estructural de la niclosamida (Sumano y Ocampo, 1988).



(N-2-cloro-4-nitrofenil-5-clorosalicilamida)

Características fisicoquímicas.

Es un derivado de la clorosalicilamida de color crema o blanco amarillento, que se expende como polvo insípido, poco soluble en agua y solamente soluble en alcohol a razón de 1:150 (Sumano y Ocampo, 1988).

Mecanismo de acción.

Al parecer inhibe la absorción de la glucosa y promueve por ello la glicólisis. Reduce la fosforilización oxidativa y la generación energética del

parásito se bloquea, lo que permite el ataque de las enzimas digestivas del huésped. "Se digiere por tanto el céstodo", lo que hace difícil la evaluación de la eficacia del tratamiento. No tiene efectos ovicidas (Sumano y Ocampo, 1988; Carsorio, 1991).

Toxicidad.

En dosis única es nula, y en dosis muy elevadas de 5 a 10 veces la terapéutica resulta levemente hepatotóxica y nefrotóxica (Sumano, y Ocampo, 1988).

Dosis.

La niclosamida puede usarse en tratamientos contra éstos parásitos en los animales de laboratorio y se ha aprobado su uso en las infecciones por *Hymenolepis nana* en el ratón. Se puede administrar en el alimento (0.33%) por 7 días consecutivos (Booth, 1988).

Se puede obtener un tratamiento efectivo con niclosamida oralmente a dosis única de 100-200 mg/kg (Flynn, 1973; Baker, 1979; Soulsby, 1987; Booth, 1988; Maki, 1989).

En hamster a dado buen resultado la niclosamida a una dosis de 500 mg/kg en 150 g de alimento o 10 mg/100 g de peso vivo, repetir a las 2 semanas (Holmes, 1987).

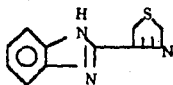
TIABENDAZOL.

Pertenece al grupo de los benzimidazoles, es de amplio espectro con elevado margen de seguridad, puede llegar a ser ovicida.

Nombres comerciales.

Mintezol, Equizole, Omnizole, Thibenzole (Sumano y Ocampo, 1988; Booth, 1988; Kalant, 1989).

Fórmula estructural del tiabendazol (Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988).



(2-(4-Tiazol:1)-bencimidazol)

Características fisicoquímicas

Es un polvo blanco, cristalino, insípido e inodoro. Poco hidrosoluble (3.84%); ligeramente soluble en alcohol, acetona y ésteres, solubles en ácidos diluidos o alcalis. No debe mezclarse con metales, pues los quela (Craig, 1982; Sumano y Ocampo, 1988).

Farmacocinética.

El tiabendazol, se absorbe bien del tracto digestivo, y se distribuye a la mayor parte de los tejidos; se obtienen niveles plasmáticos máximos a las 5 horas. Parte del tiabendazol absorbido es hidroxilado y posteriormente conjugado. El medicamento es metabolizado en el hígado y excretado por el riñón a las 24 horas, esta se completa al cabo de 48-56 horas por vías urinarias (90%) y fecal (10%) (Craig, 1982; Sumano y Ocampo, 1988; Booth, 1988; Kalant, 1989).

Mecanismo de acción.

No se conoce bien el mecanismo de acción, pero se sugiere que hay un efecto por inhibición de la fumarato reductasa, posiblemente por la interacción con la quinona endógena (Craig, 1982; Kalant, 1989; Goodman, 1990).

Toxicidad.

Es poco tóxico, aunque en dosis elevadas deprime ligeramente el sistema nervioso central, anorexia, induce además a náuseas y vómito, dosis altas repetidas provocan alteraciones del comportamiento, anemia, hipocalcemia, uremia e incluso la muerte. Ocasionalmente se han reportado casos de toxicidad con presencia de rasch, eritema multiforme, alucinaciones, disturbios sensoriales, choque, convulsiones, colestasis intrahepática,

cristaluria, hematuria; estas se llegan a presentar ya que es un potencial hepatotóxico y si no se tienen precaución en la administración, pueden ocurrir estos problemas. La dosis letal media (LD50) es de 3.6 mg/kg (Craig, 1982; Sumano y Ocampo, 1988; Booth, 1988; Goodman, 1990).

Dosis y administración.

La vía de administración es oral, a las siguientes dosis:

Para *Hymenolepis nana* se usa una dosis de 0.3% en el alimento de 7 a 14 días o 300 mg/kg (Soulsby, 1987; Moore, 1988; Harkness, 1989).

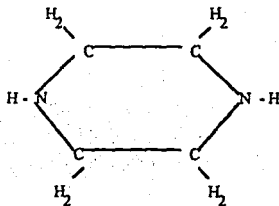
En los casos de parasitosis por *Syphacia obvelata* y *Aspicularis tetraptera* se maneja una dosis de 0.1% en el alimento por 6 semanas (Katiyar, 1988; Harkness, 1989; Taylor, 1992).

PIPERAZINA.

Nombres comerciales.

Vermiten, Pipergort, Lombrin, Piperazil, Desparasil (Craig, 1982, Kalant, 1989; PEV, 1992; DEF, 1993).

Fórmula estructural de la piperazina (Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988).



(Dietilendiamina)

Características fisicoquímicas.

Es un polvo cristalino, blanco, inodoro, de sabor ácido, soluble en agua y glicerol e insoluble en alcohol y eter. Tiene un pK de 5.7 a 9.8. Tiene un pH en una solución muestra 1:10, es cercano a 5.0 (Craig, 1982; Sumano y Ocampo, 1988; Booth, 1988).

Se emplean diversas sales como la citrato, adipato, fosfato y la tartrato.

Farmacocinética.

La piperazina se absorbe rápidamente en la región proximal del tracto gastrointestinal. Se metaboliza en los tejidos y el resto aproximadamente 30-40%, se excreta en la orina. Se detecta a los 30 minutos después de la administración. La excreción máxima es de 1-8 horas y esta se completa prácticamente dentro de 24 horas (Craig, 1982; Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988).

Mecanismo de acción.

La piperazina actúa sobre la musculatura del parásito, bloqueando los efectos de la acetilcolina en la placa mioneural, causando hiperpolarización y supresión, lo cual provoca una parálisis flácida y esto permite que se expulse el parásito por la acción del peristaltismo normal del hospedador; ya que estos son incapaces de mantener su posición en el huésped y son expulsados vivos, evitando así que se acumulen los productos de desecho de su desintegración (Craig, 1982; Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990).

Toxicidad.

Sólo se manifiesta con dosis excesivas, sobre todo con alteraciones hepáticas y renales, así como en pacientes epilépticos o con neuropatías crónicas. Por lo general sólo se presentan náuseas, vómitos, anorexia, cólicos y diarrea, y algunas manifestaciones nerviosas que incluyen mareos,

depresión, cefalea, temblores y trastornos visuales. Se han informado manifestaciones alérgicas que consisten en urticaria y eritema. No induce la teratogénesis y se pueden utilizar en el tercio final de la gestación. La dosis letal media (LD50) es en el ratón de 11.4 g/kg (Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990).

Dosis y administración.

Se mencionan diferentes dosis, en las cuales se citan los siguientes:

Fox (1984).

200-400 mg/kg en el agua durante una semana.

3-10 g/litro de agua por 7 días.

Las sales de adipato en rata y ratón a razón de:

4-7 mg/ml de agua por 7 días, o bien, 250 mg/50-60 g en el agua durante tres días (Flynn, 1973; Holmes, 1987).

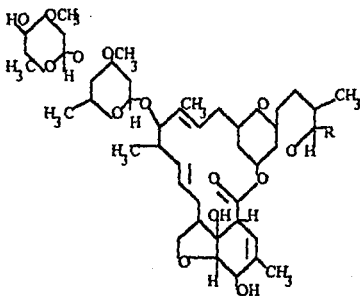
En el hamster se manejan dosis terapéuticas de 3-5 mg/ml en el agua por 7 días o 10 mg/100 g de peso vivo, también 2 g/litro de agua (Holmes, 1987; Moore, 1989).

IVERMECTINA.

Nombre comercial.

Ivomec, Eqvalan, Dectiver (Sumano y Ocampo, 1988; PEV, 1992).

Fórmula estructural de la ivermectina (Goodman, 1990).



B1a -C-CH₂ CH₃

B1b -CH(CH₃)₂

Características fisicoquímicas.

La ivermectina es la mezcla de dos avermectinas, la 22,23 dihydroavermectina B1a y la 22,23 dihydroavermectina B1b en proporción de 80% y 20%, respectivamente.

Es un compuesto distinto a todos los demás antihelmínticos y presenta nula resistencia cruzada. Se prepara comercialmente en forma inyectable, con solventes orgánicos en virtud de su reducida hidrosolubilidad. Es un compuesto fotosensible que debe almacenarse en frascos ámbar, en un lugar seco y fresco (Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990).

Las avermectinas se producen por la fermentación de un actinomiceto (*Streptomyces avermitilis*) (Booth, 1988; Leech, 1988).

Farmacocinética.

La ivermectina tiene una administración oral en humanos, en animales se aplica parenteralmente por vía intramuscular o subcutánea.

Se absorbe totalmente del sitio de administración y se distribuye en todo el organismo. Al parecer no sufre biotransformación considerable y se excreta tanto por vía fecal como renal. Altas concentraciones se encuentran en el hígado y la grasa (Booth, 1988; Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990).

Mecanismo de acción.

La ivermectina es útil contra gran variedad de parásitos, incluyendo los gastrointestinales, los pulmonares, los arácnidos y los insectos. Impide la transmisión de impulsos motores estimulando la liberación del GABA (ácido gamma-aminobutírico), agente inhibidor de la neurotransmisión; el resultado es que los parásitos quedan inmovilizados y mueren al final. El efecto es

principalmente en el tubo neural, donde sufren bloqueo nervioso en las placas neuromusculares (Booth, 1988; Leech, 1988; Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990; Le Blanc, 1993).

Toxicidad.

Las ivermectinas son bien toleradas, y la toxicidad de este fármaco es casi nula a las dosis recomendadas. Los signos de toxicidad que se llegan a manifestar, principalmente son nerviosos, como la letargia, ataxia, midriasis, temores y eventualmente la muerte. Se puede administrar a hembras gestantes sin presentación de teratogénesis (Sumano y Ocampo, 1988; Goodman, 1990).

Dosis y administración.

En estudios actuales se mencionan diferentes dosis para los tratamientos contra *Syphacia obvelata* y *Aspicularis tetraoptera*:

Flynn (1989), menciona las siguientes dosis:

Oral, 2.0 mg/kg con una efectividad del 100% en hembras maduras y del 97% en inmaduras; en machos adultos con una efectividad de 94% a 2.0 mg/kg y de 86% a 1.9 mg/kg.

Administración oral en el agua de bebida a dosis de 1.0-1.6 mg/kg/24 horas (Huerkamp, 1993).

En un estudio realizado por Le Blanc, 1993; comparo la efectividad en relación a la fase de Syphacia obvelata, se citan los siguientes:

Dosis de 2.0 mg/kg oral

97.3% inmaduros

94.3% machos adultos

100% hembras grávidos

Dosis en el alimento 0.0005% durante 6 días con una efectividad de 99.9% en inmaduros y 99.1% maduros.

Se menciona una dosis oral a 0.007 mg/ml de agua en combinación con piperazina a dosis de 2.1 mg/ml en el agua (Lipman, 1994).

Dosis única de 200-400 mcg/kg por vía subcutánea, en ratas (Tena, 1994).

PREVENCION Y CONTROL.

1. Cuarentena de los animales adquiridos.
2. Control de insectos y roedores.
3. Establecer normas estrictas de manejo.
 - a) Higiene y limpieza del equipo
 - b) Alimento
 - c) Agua
 - d) Personal
4. Elaborar un programa de diagnóstico.
5. Elaborar un programa de desparasitación.

(Flynn, 1973; Baker, 1979; Steele, 1982; Fox, 1984; Holmes, 1987; Acha, 1986; Schunurrenberger, 1987; Harkness, 1989; Lindsey, 1991).

1. CUARENTENA DE LOS ANIMALES ADQUIRIDOS.

La cuarentena es el periodo de separación de los nuevos animales entrantes de aquéllos que ya están en la instalación en cuestión, hasta que se haya evaluado el estado de salud de los nuevos animales entrantes en forma apropiada. Una cuarentena efectiva minimiza la introducción de agentes de enfermedad en las colonias establecidas. El veterinario debe establecer los procedimientos estándar para evaluar el estado de salud de los nuevos animales, bajo cuarentena de acuerdo con las prácticas aceptables de medicina veterinaria y los reglamentos federales, estatales y locales (López, 1994).

El control de calidad por parte del vendedor y un conocimiento de la historia previa de los animales son parte integrante del protocolo de cuarentena de una institución. Dicha información puede limitar el período de cuarentena para los roedores al tiempo necesario para la inspección de llegada; sin embargo, es necesario permitir un período de estabilización para todos los animales antes de ser utilizados. Esto permite que los animales se adapten a su medio ambiente, lo que resultará en un estado fisiológico y de comportamiento más estable. Si el historial de los nuevos animales recibidos es incompleto, el procedimiento de cuarentena debería ser mucho más extenso y durar lo suficiente para permitir la manifestación de enfermedades presentes que están en etapa de incubación. Es necesario cumplir algunos o todos de los siguientes objetivos durante el período de cuarentena y estabilización:

- + Diagnóstico, control, prevención y tratamiento de enfermedades, inclusive zoonosis.
- + Estabilización fisiológica y nutritiva.
- + Acicalamiento, que incluye baños, desinfección por inmersión y recortes de acuerdo con lo requerido.

El período de tiempo que debe durar la cuarentena debe ser establecido en forma particular de acuerdo a circunstancias tales como: especie animal, cepa, edad, peso, sexo, productor que lo proporciona; modo y distancia de transporte; estación del año; etc., la duración recomendada por diferentes autores oscila entre una y cuatro semanas (López, 1994).

2. CONTROL DE INSECTOS Y ROEDORES.

Se debe instituir programas para controlar, eliminar o prevenir la infestación por plaga y fauna nociva como las cucarachas, moscas, pulgas, y roedores (silvestres y escapados). El programa más efectivo impide la entrada de éstos a la instalación por medio de la inspección de aperturas, sellado de las grietas y eliminación de los sitios de refugio y multiplicación de los mismos. El uso incorrecto de pesticidas puede inducir efectos tóxicos en los animales usados en la investigación e interferir con los procedimientos experimentales. Siempre que sea posible, se aconseja usar compuestos relativamente no tóxicos (por ejemplo el ácido bórico) o sustancias secantes (gel silíceo amorfo) para el control de cucarachas. Los pesticidas deben utilizarse en las áreas de alojamiento de animales sólo cuando sea necesario y en tal caso sólo después de consultar con los investigadores cuyos animales estarán expuestos a tales pesticidas. Es necesario mantener un registro de la aplicación de pesticidas y coordinarla con el personal de manejo de los animales (CCAC, 1984; NIH, 1985).

Se debe realizar una elección adecuada del método de control con que se pretenda combatir a las poblaciones dañinas de roedores domésticos, pues de esta elección dependerá invariablemente el logro de los objetivos en todo proyecto de control.

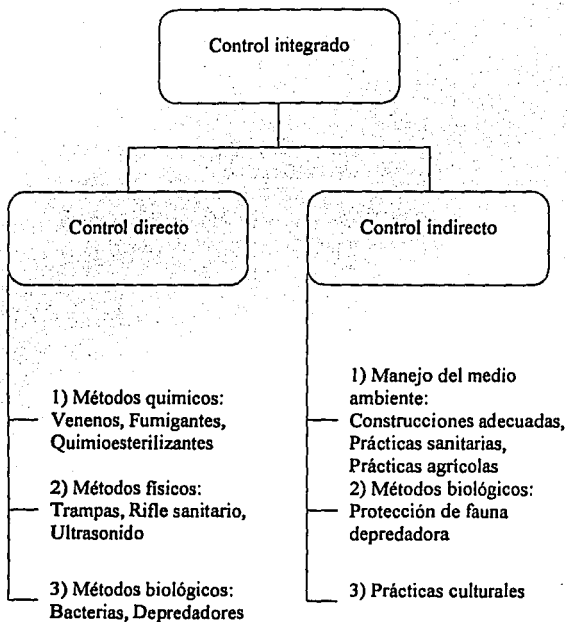
Los métodos empleados para reducir el número de animales que producen una plaga caen básicamente dentro de dos categorías:

- 1.- Aquellos que afectan las características fisiológicas de las especies (sustancias tóxicas y quimioesterilizantes).

2.- Aquellos que modifican las condiciones ambientales, lo cual va en detrimento de las especies nocivas.

(Velasco, 1988).

Métodos de control de roedores.



(Velasco, 1988).

3. ESTABLECER NORMAS ESTRICTAS DE MANEJO.

a) Higiene y limpieza del equipo.

El saneamiento es esencial en las instalaciones para animales. Los cuartos de los animales, corredores, espacios de almacenamiento y otras áreas deben limpiarse con detergentes y desinfectantes apropiados tan a menudo como sea necesario para mantenerlas libres de suciedad, desechos y contaminación. Los utensilios de limpieza tales como estropajos, baldes y escobas no deben ser transportados, entre los diferentes cuartos para animales (López, 1994).

CAMA.

Cuando se habla de cama se refiere al material depositado en el fondo de las jaulas o cajas en las que están los animales y cuyo propósito consiste en absorber deyecciones y derrames de agua, proveer aislamiento térmico, permitir construcción de nido, brindar seguridad y comodidad a los animales. Los subproductos de madera son los materiales utilizados más comúnmente como cama. La viruta de árboles de madera suave es la más recomendable (Lomell, 1994; López, 1994).

La cama es un vector importante de enfermedades puesto que entra en íntimo contacto con los animales. Es quizá el vector más común de ectoparásitos, por lo que en ciertas ocasiones es necesario fumigar la cama de los animales para tratar de eliminar éstos y que podrían actuar como hospedadores intermediarios de enfermedades como la himenolepiasis; se debe consultar con personal capacitado en el manejo de la fumigación además de contar con las instalaciones

adecuadas. Cuando la cama es de viruta, ésta deberá ser tamizada para eliminar astillas, polvo excesivo y todo material extraño, tóxico, y/o adherible tal como: trozos de madera con pintura, barniz, pegamento, etc., después deberá esterilizarse ya que está proviene generalmente de madererías en donde no hay control sobre fauna nociva: ratas, ratones, perros, gatos y hasta humanos.

El material de cama utilizado debe cambiarse a menudo como sea necesario para mantener secos y limpios a los roedores; se recomienda cambiar la cama de una a tres veces por semana. Los desperdicios deben ser vaciados de las jaulas en un área diferente a la de los cuartos y de tal forma que minimice la exposición de animales y personal a los desechos aerosolados. En algunos casos, el cambio frecuente de jaulas es contraproducente; por ejemplo, cuando la presencia de feromonas es esencial para la reproducción o para lograr ciertos objetivos de la investigación. Tales casos requieren excepciones razonables al plan habitual de limpieza de jaulas o camas (López, 1994).

CAJAS O JAULAS.

Las jaulas deben ser saneadas antes de colocar en ellas a los animales. Es efectivo tener jaulas extras disponibles en todo momento para que se pueda mantener un plan sistemático para lavar las jaulas. Se pueden desinfectar éstas enjuagandolas a una temperatura de 82.2°C (180°F) o más, por un periodo lo suficientemente largo como para asegurar la destrucción de organismos vegetativos patógenos. También se pueden desinfectar por medio de productos químicos apropiados; se debe enjuagar el equipo antes de usarlo para liberarlo de

productos químicos. La supervisión microbiológica periódica resulta útil para determinar la eficacia de los procedimientos de desinfección y esterilización.

La acumulación de detergentes, soluciones ácidas de lavado, vapores volátiles de descontaminación y otros agentes de limpieza y desinfección pueden ser peligrosos para los animales, el personal y el medio ambiente.

Se recomienda altamente el uso de máquinas para lavar aparatos mecánicos. Las máquinas deben tener ciclos de lavado y enjuague, preferentemente con mecanismos de control del tiempo para ambos procedimientos. Si no hay una máquina disponible, las jaulas pequeñas se pueden lavar en un lavabo o bañera con detergentes o desinfectantes apropiados y restregándolos vigorosamente (López, 1988).

BEBEDEROS.

Todas las botellas de agua, tubos de succión, tapones y cualquier otro equipo de agua es necesario lavar y enjuagar con agua a una temperatura mínima de 82.2°C (180°F) o con agentes químicos apropiados (como el hipoclorito) para sanear y destruir organismos patógenos. Se recomienda el uso de una máquina para lavar mamilas y tubos de succión si se usa un gran número de los mismos. Si las botellas se lavan a mano, resulta útil el empleo de cepillos rotativos automáticos en el lavabo y se debe proveer de un mecanismo para que las botellas se remojen en soluciones detergentes y desinfectantes. Las líneas automáticas de abastecimiento de agua pueden albergar bacterias y requieren un enjuague periódico con agua o agentes químicos antibacterianos apropiados;

luego los recipientes deben ser enjuagados debidamente, para eliminar los productos químicos.

Algunos métodos de esterilización del equipo y las provisiones, tales como el autoclave o esterilizador de gas, resultan esenciales cuando hay presentes organismos patógenos, para algunas instalaciones o colonias animales especializadas. La esterilización rutinaria de jaulas, alimentos y camas no se considera esencial si se toma la precaución de usar materiales limpios provenientes de fuentes confiables. Donde se usen agentes biológicos, químicos o físicos peligrosos, puede resultar apropiado implementar un sistema de supervisión del equipo (López, 1994).

b) Alimento.

Los alimentos para animales utilizados en laboratorio deben ser manufacturados o almacenados en instalaciones adecuadas. Estas áreas donde se procesan o almacenan los alimentos deben mantenerse limpias y cerradas para prevenir la entrada de insectos u otros animales. La presencia de contaminantes en los alimentos puede tener efectos dramáticos en los procesos bioquímicos y fisiológicos, aún cuando los contaminantes estén presentes en concentraciones muy bajas para causar síntomas de toxicidad.

La fecha de manufactura y otros factores que afectan la vida útil de un alimento deben ser conocidos. La vida útil no se determina simplemente por el tiempo; la manipulación y almacenaje son también factores que deben considerarse. La exposición a temperaturas superiores a los 21°C (70°F), los extremos en la humedad relativa, condiciones insalubres, luz, oxígeno e insectos aceleran el deterioro del alimento. La experiencia ha demostrado que la mayoría

de las dietas secas para los animales de laboratorio con ingredientes naturales que contienen preservativos y están almacenados apropiadamente pueden utilizarse hasta 6 meses después de su elaboración (López, 1994).

Las condiciones ambientales de almacenamiento son de 22°C y una humedad relativa del 50%, la calidad nutricional del alimento se mantiene hasta por seis meses (PMI, 1994).

Los alimentos han de ser almacenados fuera del piso en paletas, estantes o carros. Las bolsas abiertas y sin uso deben almacenarse en envases a prueba de insectos para minimizar la contaminación y para evitar la propagación potencial de vectores de enfermedades. Los envases de alimento no deben ser transferidos de cuarto en cuarto y sí ser limpiados y saneados periódicamente. Se debe realizar como mínimo un examen bromatológico o químico proximal para evaluar la calidad de alimento almacenado (López, 1994; PMI, 1994).

c) Agua.

Generalmente, los animales deben tener acceso continuo de agua fresca, potable y no contaminada, de acuerdo a sus necesidades individuales. Es necesario la supervisión periódica del pH, la dureza y la contaminación microbiana o química, para asegurar que la calidad del agua es aceptable. Se puede tratar o purificar para minimizar o eliminar la contaminación.

La desinfección del agua, puede realizarse básicamente con la utilización de dos métodos diferentes:

FISICOS.

+ **Filtración.-** La filtración a través de soportes con un tamaño de poro mínimo (filtros de cerámica, membrana, bacterianos) permiten únicamente la separación de los microorganismos de mayor tamaño; por este procedimiento no pueden separarse los virus.

+ **Ebullición.-** Durante 10 - 20 minutos es una medida preventiva sencilla y segura en casos de emergencia que sin embargo sólo puede llevarse a cabo con pequeñas cantidades de agua (uso individual).

+ **Luz ultravioleta.-** La utilización de la luz ultravioleta presupone su aplicación en un agua totalmente limpia, puesto que la turbidez presente disminuye la capacidad normal de penetración de los rayos ultravioleta hasta hacer desaparecer su efecto (Leyva, 1994).

QUIMICOS.

+ **Ozonización.-** Es un procedimiento de desinfección muy eficaz, la cantidad normal utilizada es de 0.5 mg de ozono por litro de agua, suficiente para destruir los virus en dos minutos, el ozono actúa en presencia de nitratos.

+ **Cloración.-** En sus distintas modalidades constituye el proceso de desinfección más utilizado y más barato, y correctamente aplicado es el más eficaz. Entre los factores que depende su eficacia deben considerarse las dosis de cloro, la temperatura y el pH; las dosis necesarias es de 0.1 mg de cloro activo por litro de agua.

+ **Yodación y bromación.**- Es decir, la adición de los halógenos yodo y bromo también son efectivas, lo mismo que la cloración, pero su aplicación es más costosa (Leyva, 1994).

d) Personal.

Es esencial que el personal encargado del cuidado de animales mantenga un alto grado de limpieza personal. Han de proveerse las instalaciones y abastecimientos necesarios para cumplir con esta obligación. Las ropas adecuadas para uso en las instalaciones de los animales han de ser provistas y lavadas adecuadamente. En algunas circunstancias es aceptable usar ropas desechables tales como guantes, máscaras, gorros, delantales, overoles y cubrezapatos. Deben proveerse de instalaciones de duchas y limpieza personal.

El personal debe cambiar sus ropas tan a menudo como sea necesario para mantener la higiene personal. Las vestiduras externas utilizadas en las salas de animales no deben ser utilizadas fuera de la instalación animal. No debe permitirse que el personal coma, beba, fume o se ponga cosméticos en las cuartos de los animales (CCAC, 1984; NIH, 1985).

Debe existir un reglamento interno de acuerdo a las necesidades del bioterio; sobre la higiene y limpieza personal de los trabajadores, el cual se debe supervisar y constatar que se lleve a cabo por la persona responsable del bioterio. También debe existir un programa de salud ocupacional para el personal que trabaja con animales en laboratorios o que este en contacto considerable con animales. Este programa debe incluir un examen físico y un historial médico y de trabajo previo a la asignación del trabajo. Es aconsejable someter exámenes

físicos periódicos a aquellas personas que trabajan en ciertas categorías de empleo. Además debe crearse un programa educativo para instruir al personal sobre zoonosis e higiene personal (CCAC, 1984; NIH, 1985).

4. ELABORAR UN PROGRAMA DE DIAGNOSTICO.

Todos los animales de laboratorio deben ser observados diariamente para poder detectar señales de enfermedad, heridas o comportamiento anormal. Cuando se sabe que un cuarto o grupo íntegro de animales han sido expuestos a un agente infeccioso, el grupo debe ser mantenido intacto durante el proceso de diagnóstico, tratamiento y control. Los servicios de diagnóstico en los laboratorios suplen el examen físico y facilita el diagnóstico de enfermedades. Estos servicios deben incluir exámenes de patología macro y microscópica, patología clínica, hematología, microbiología, química clínica y otros procedimientos apropiados de laboratorio (CCAC, 1984; NIH, 1985).

Es importante considerar la frecuencia con que se presentan las enfermedades parasitarias entre otras etiologías patógenas; esto nos ayuda en el diagnóstico, cuando encontramos alteraciones en los lotes de los animales en cuanto a cambios físicos en la inspección cotidiana, al observar diferencias en las heces en relación a la consistencia, color; aspecto de los animales, retraso en el crecimiento, baja de peso, apariencia del pelo, todo esto nos sugiere que podría existir un problema parasitario. Existen otro tipo de etiologías que pueden causar problemas en los animales de laboratorio como son bacterias y virus, pero si estas se presentan, nos indica que existe una mayor deficiencia en el manejo y cuidado en este tipo de animales (CCAC, 1984; NIH, 1985).

5. ELABORAR UN PROGRAMA DE DESPARASITACION.

Antes de iniciar un programa de desparasitación se debe tomar en cuenta las características del bioterio desde instalaciones, personal capacitado, presupuesto, población animal, manejo entre otros.

Para mantener una colonia libre de parásitos es necesario realizar desparasitaciones periódicas; se recomienda que estas sean de 3 a 4 veces por año conjuntamente con un programa de control y estricto manejo de todo el equipo y material que se encuentra en íntimo contacto con los animales; ya que este es el principal factor que influye para que se diseminen y se mantengan las parasitosis.

El tipo de tratamiento a seguir también influye; es importante considerar todas las opciones en cuanto a los medicamentos y su forma de administración, dado el tipo de animales.

Cuando se ha llevado un adecuado programa de control y se ha aplicado el tratamiento efectivo para cada caso (cuadro 5), es recomendable establecer un programa de mantenimiento el cual se aplica dos veces al año, realizando exámenes de diagnóstico periódicamente para prevenir algún brote posterior y como un control más específico.

Antes de realizar cualquier desparasitación se recomienda un examen de diagnóstico para poder aplicar el tratamiento más eficaz; aunque los resultados sean negativos se debe respetar el programa de desparasitación.

Cuadro 5. PRINCIPIOS ACTIVOS Y DOSIS UTILIZADOS ACTUALMENTE EN RATA, RATON Y HAMSTER

PRINCIPIO ACTIVO	DOSIS	FRECUENCIA	VIA	ESPESTRO
Mebendazol	250 mg/kg	3 días	Oral	H. nana
	40-50 mg/kg	3 días, repetir a los 7 días	Oral	S. obvelata, A. tetraptera
Prazicuantel	25-100 mg/kg	2 aplicaciones con intervalo de 10 días	Oral	H. nana
	140-210 ppm	7 días consecutivos	Alimento	H. nana
Nicosamida	0.33%	7 días consecutivos	Alimento	H. nana
	100-200 mg/kg	Dosis única	Oral	H. nana
Tiabendazol	300 mg/kg	De 7 a 14 días	Oral	H. nana
	0.1%	6 semanas	Alimento	S. obvelata, A. tetraptera
Piperazina	200-400 mg/kg	1 semana	Agua	S. obvelata, A. tetraptera
	3-10 g/lit	7 días	Agua	S. obvelata, A. tetraptera
Ivermectina	200-400 mcg/kg	Una dosis	Subcutáneo	S. obvelata (rata), A. tetraptera
	0.0005%	6 días	Alimento	S. obvelata, A. tetraptera

(Arther, 1981; Baker, 1979; Flynn, 1973; Gupta, 1990; Harkness, 1989; Holmes, 1987; Katiyar, 1988; Lipman, 1994; Maki, 1989; Moore, 1989; Soulsby, 1987; Sumano y Ocampo, 1988; Taylos, 1992; Tena, 1994)

CONCLUSIONES.

En base a la recopilación obtenida en el presente estudio se puede concluir, la relevancia dentro de la producción de roedores en la investigación y de como puede influir ampliamente en los resultados experimentales el contar con animales afectados; principalmente en las personas que trabajan con este tipo de animales y que pueden afectarse si no se encuentran sanos. De aquí la importancia en los bioterios y del personal encargado de mantener animales libres de agentes, como lo son los parásitos; para mejorar las colonias y de la necesidad de buscar nuevas alternativas y opciones de aplicar tratamientos adecuados.

Es indispensable que antes de realizar un tratamiento se establezca un adecuado diagnóstico para aplicar el principio activo específico, tomando en cuenta el agente parasitario, la vía de administración, la cantidad de animales, la facilidad en el manejo por parte del personal capacitado; todo esto conjuntamente con un programa de control y prevención. Actualmente se han realizado varios estudios dada la necesidad por parte del personal responsable de encontrar nuevas alternativas en la administración de los medicamentos como la elección del más adecuado, por las condiciones que se establecen dentro de los roedores de laboratorio ya que requieren de un manejo especial y que si no se tiene la capacidad necesaria se pueden provocar problemas como el estrés, canibalismo, baja de producción, entre otros.

Todos los tratamientos estudiados y analizados en el presente trabajo son ampliamente recomendables contra este tipo de parasitosis, y la elección de

alguno de ellos depende de los costos que puede generar a la institución, la forma y facilidad de administración.

Es importante hacer énfasis en tener un adecuado programa de control, ya que no nos sirve de nada dar tratamientos si no se elimina el factor de riesgo y contaminación que hace que nuestras colonias se encuentren afectadas. Básicamente las enfermedades parasitarias en roedores de laboratorio son un problema de manejo más que del agente mismo; por lo que es importante mejorar estas condiciones, para tener un adecuado control de éstas y obtener así animales de mejor calidad en la investigación y enseñanza.

BIBLIOGRAFIA.

- 1) Acha, P. N. "ZONOSIS Y ENFERMEDADES TRANSMISIBLES COMUNES AL HOMBRE Y A LOS ANIMALES" Ed. Organización Panamericana de la Salud. México, D.F. 1986.
- 2) Arther, R. G. "PRAZIQUANTEL FOR CONTROL OF Hymenolepis nana IN MICE" Lab. Anim. Sci. 31 (3): 301-302, 1981.
- 3) Baker, C. "THE LABORATORY RAT" Ed. Academic Press vol. I U.S.A. 1979.
- 4) Battes, A. H. "EFFICACY OF IVERMECTIN AGAINST NATURAL INFECTION OF Syphacia muris IN RATS" Lab. Anim. Sci. 37 (6): 791-792, 1987.
- 5) Beaver, Ch. P. "PARASITOLOGY CLINICAL" Ed. Salvat. España, 1986.
- 6) Bernirschke, K. "PATHOLOGY OF LABORATORY ANIMALS" Ed. Springer-Verlag. New York Inc. vol. II U.S.A. 1978.
- 7) Biagi. "ENFERMEDADES PARASITARIAS" Ed. La Prensa Médica. México, 1986.

- 8) Boot, H. N. "VETERINARY PHARMACOLOGY AND THERAPEUTICS" Ed. Iowa State University Press/AMES 6th edition. U.S.A., 1988.
- 9) Bossche. "COMPARATIVE BIOCHEMISTRY OF PARASITES" U.S.A. 1972.
- 10) Carsorio, P. "GUIA PROFESIONAL DE MEDICAMENTOS" Ed. El Manual Moderno. México, 1991.
- 11) Casasola, J. "EL RATON DE LABORATORIO" (Compilación) Curso Manejo de animales de laboratorio para la investigación biomédica. Escuela Superior de Medicina I.P.N. 1994.
- 12) CCAC, Canadian Council on Animal Care "GUIDE TO THE CARE AND USE OF EXPERIMENTAL ANIMALS" Vol. I Ottawa, Ontario, 1984.
- 13) Coghlan, L. G. "PRACTICAL AND EFFECTIVE ERADICATION OF PINWORMS (*Syphacia muris*) IN RATS BY USE OF FENBENDAZOLE" Lab. Anim. Sci. 43 (5): 481-485, 1993.
- 14) Conn, D. B. "ULTRASTRUCTURE OF THE GRAVID UTERUS OF *Hymenolepis diminuta* (PLATYHELMINTHES: CESTODA)" J. Parasitol. 74 (4): 583-590, 1993.
- 15) Craig, Ch. R. "MODERN PHARMACOLOGY" Ed. Litta, Brown an Company Boston U.S.A. 1982.

- 16) DEF. "DICCIONARIO DE ESPECIALIDADES FARMACEUTICAS-PLM" Ediciones PLM, S. A. de C.V. 39a. edición. México, 1993.
- 179) Delgado, B. N. L. "GUIA PRACTICA PARA EL MANEJO DE ANIMALES DE LABORATORIO" Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán U.N.A.M. México, 1993.
- 18) Despommier, D. D. "PARASITE LIFE CYCLES" Ed. Springer-Verlag U.S.A. 1987.
- 19) Dixon, B. R. "ANTHELMINTIC-INDUCED DESTROBILATION AND ITS INFLUENCE ON CALCULATED DRUG EFFICACY IN Hymenolepis diminuta INFECTIONS IN RATS" J. Parasitol. 77 (5): 769-774, 1991.
- 20) Dunn, A. M. "HELMINTOLOGIA VETERINARIA" Ed. El Manual Moderno México, 1983.
- 21) Ebisui, L. "AN ALTERNATIVE METHOD TO ADMINISTER PRAZIQUANTEL TO MICE" Lab. Anim. Sci. 41 (3): 281-282, 1991.
- 22) Edwin, H. "MICROBIOLOGIA CLINICA" Ed. Médica Panamericana 3a. edición. Buenos Aires, 1982.
- 23) Farris, E.J. "THE RAT IN LABORATORY INVESTIGATION" Ed. Hafner Press, Inc. U.S.A. 1979.

- 24) Flynn, B. M. "TREATMENT OF Syphacia obvelata IN MICE USING IVERMECTIN" Lab. Anim. Sci. 39 (5): 461-463, 1989.
- 25) Flynn, R. J. "PARASITES OF LABORATORY ANIMALS" Ed. The Iowa State University Press U.S.A. 1973.
- 26) Foster, H. L. "THE MOUSE IN BIOMEDICAL RESEARCH" Ed. Academic Press, Inc. vol. IV U.S.A. 1982.
- 27) Fox, J. G. "LABORATORY ANIMAL MEDICINE" Ed. Academic Press, Inc. U.S.A. 1984.
- 28) Goodman, G. A. "THE PHARMACOLOGICAL BASIC OF THERAPEUTICS" Ed. Pergamon Press U.S.A. 1990.
- 29) Grice, R. L. "IN VITRO EMBRYONATION OF Syphacia obvelata EGGS" Int. J. Parasitol. 23 (2): 257-260, 1993.
- 30) Gupta, S. "ANTHELMINTIC PROFILE OF METHYL 5(6)-(4-METHYL PIPERIDIN-1-Y1) CARBONYLBENZIMIDAZOLE-2-CARBAMATE IN EXPERIMENTAL HELMINTHIASES" Indian J. Exp. Biol. 28 (5): 475- 479, 1990.
- 31) Harkness, J. E. "THE BIOLOGY AND MEDICINE OF RABBITS AND RODENTS" Ed. Lea and Febiger U.S.A. 1989.
- 32) Herrera, V. "ASPECTOS FUNDAMENTALES SOBRE ANATOMIA, FISILOGIA, MANEJO Y UTILIZACION DEL HAMSTER EN EL

LABORATORIO" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio.

Secretaría de Salud. México, D. F. 1994.

- 33) Hime, J. M. "PATOLOGIA DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO"
Ed. Acribia. España, 1978
- 34) Holmes, D.D. "CLINICAL LABORATORY ANIMAL MEDICINE"
Ed. The Iowa State University Press. U.S.A. 1987.
- 35) Huerkamp, M: J. "IVERMECTIN ERADICATION OF PINWORMS
FROM RATS KEPT IN VENTILATED CAGES" Lab. Anim. Sci. 43
(1): 86-89, 1993.
- 36) Kalant, H. "PRINCIPLES OF MEDICAL PHARMACOLOGY" Ed. B. C.
Decker, Inc. U.S.A. 1989.
- 37) Katiyar, J. C. "METHYL 5-[4-(2PYRIDINYL)-
PIPERAZINYLCARBONYL] -1H-BENZIMIDAZOL-2-Y1
CARBAMATE: EFFICACY AGAINST DEVELOPING AND ADULT
HELMINTHS BY TOPICAL" Indian J. Exp. Biol. 26 (9): 715-719, 1988.
- 38) Khan, A. M. "STUDIES IN ENTERIC ANTHELMINTICS: ACTIVITY
PROFILE OF PRODRUG OF A BISBENZIMIDAZOLE" Z.
naturforschung 46 (7-8): 673-677, 1991.
- 39) Le Blanc, S. A. "USE OF TOPICAL IVERMECTIN TREATMEN FOR
Syphacia obvelata IN MICE" Lab. Anim. Sci. 43 (5): 526-528, 1993.

- 40) Leech, J. H. "PARASITIC INFECTIONS" Ed. Churchill Livingstone U.S.A. 1988.
- 41) Leyva, M. R. "ELABORACION DE UN MANUAL OPERATIVO PARA EL MANEJO Y CUIDADO DE RATONES CEPA NIH EN EL BIOTERIO DEL INSTITUTO NACIONAL DE HIGIENE" Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán U.N.A.M. Cuautitlán Izcalli, Estado de México, 1994.
- 42) Lindsey, B. "COMPARION GUIDE TO INFECTIONS DISEASE OF MICE AND RATS" Ed. National Academic Press U.S.A. 1991.
- 43) Lipman, N. S. "ERADICATION OF PINWORMS (*Syphacia obvelata*) FROM A LARGE MOUSE BREEDING COLONY BY COMBINATION ORAL ANTHELMINTIC THERAPY" Lab. Anim. Sci. (5): 517-520, 1994.
- 44) Lomelí, C. "CONTROL DE LOS FACTORES BIOCLIMATICOS" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio. Secretaría de Salud. México, D.F. 1994.
- 45) Lomelí, C. "CONTROL DEL CRIPTOAMBIENTE DE LOS ANIMALES PARA EXPERIMENTACION" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio. Secretaría de Salud. México, D.F. 1994.
- 46) López, I. "CONTROL DE CALIDAD" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio. Secretaría de Salud. México, D.F. 1994.

- 47) Lubcke, R. "IMPAIRED INTESTINAL ELECTROLYTE TRANSPORT IN RATS WITH THE COMMON PARASITE Syphacia muris" Dig. Dis. Sci. 37 (1): 60-64, 1992.
- 48) Maki, J. "CHEMOTHERAPEUTIC EFFECTS OF PRAZIQUANTEL, NICLOSAMIDE, MEBENDAZOLE AND BOTHIONOL ON LARVAE AND ADULTS OF Hymenolepis nana IN MICE" Japanese J. Parasitol. 30 (4): 236-239, 1989.
- 49) Malagon, H. A. "ASPECTOS FUNDAMENTALES SOBRE ANATOMIA, FISILOGIA, MANEJO Y UTILIZACION DE LA RATA EN EL LABORATORIO" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio. Secretaría de Salud. México, D.F. 1994.
- 50) Mc Nair, D. M. "EFFECT OF Aspicularis tetraptera AND Syphacia obvelata OF EXPLORATORY BEHAVIOR OF AN INBRED MOUSE STRAIN" Lab. Anim. Sci. 27 (1): 38-41, 1977.
- 51) Mead, R. W. "DEVELOPMENTAL CHANGES IN Hymenolepis citelli AND Hymenolepis diminuta DURING PATENCY" J. Parasitol. 72 (6): 908- 911, 1986.
- 52) Miller, M. J. "PARASITIC DISEASE: TREATMENT AND CONTROL" Ed. CRC Press, Inc. U.S.A. 1989.
- 53) Moore, G. J. "TREATMENT OF Syphacia obvelata INFESTATION IN 'WOBLER' MICE USING THIABENDAZOLE AND PIPERAZINE HYDRATE" Anim. Tech. 40 (2):79-81, 1989.

- 54) NIH, National Institutes of Health. "GUIA PARA EL CUIDADO Y USO DE ANIMALES DE LABORATORIO" Committee on care and use of laboratory animals of the Institute of laboratory animal resources. Bethesda, Maryland, 1985.
- 55) Noble, E. R. "PARASITOLOGY, THE BIOLOGY OF ANIMAL PARASITES" U.S.A. 1989.
- 56) PEV. "PRONTUARIO DE ESPECIALIDADES VETERINARIAS" Ediciones PLM, S. A. de C. V. 13a. edición. México, 1992.
- 57) PMI, feeds, Inc. "ANIMAL DIET REFERENCE GUIDE" The Richmond Standard, 1994.
- 58) PMI, feeds, Inc. "CARE AND FEEDING" The Richmond Standard, 1994.
- 59) Ribelin, W. E. "PATHOLOGY OF LABORATORY ANIMALS" Ed. Thomas Books U.S.A. 1971.
- 60) Ross, Ch. R. "EXPERIMENTAL TRANSMISSION OF Syphacia muris AMONG RATS, MICE, HAMSTER AND GERBILS" Lab. Anim. Sci.. 30 (1): 35-37, 1980.
- 61) Ruiz, S. "ASPECTOS FUNDAMENTALES SOBRE ANATOMIA, FISIOLOGIA, MANEJO Y UTILIZACION DEL RATON DE LABORATORIO" (Memorias) Curso Organización de un Bioterio. Secretaría de Salud. México, D.F. 1994. (a)

- 62) Ruiz, S. "EL CRICETO Y EL JERBO DE LABORATORIO" (Compilación) Curso Manejo de animales de laboratorio para la investigación biomédica. Escuela Superior de Medicina I.P.N. 1994. (b)
- 63) Schnurrenberger, P. R. "INTRODUCCION A LA ZONOSIS" Ed. Acibia. España, 1987.
- 64) Soulsby, E. J. L. "HELMINTHS, ARTROPODS AND PROTOZOA OF DOMESTICATED ANIMALS" Ed. Lea and Febiger 7th edition Gran Bretaña, 1987.
- 65) Steele, J. H. "HANDBOOKS SERIES IN ZONOSSES" Ed. CRC Press, Inc. vol. I section C: Parasitic zoonoses U.S.A. 1982.
- 66) Sumano, L. , Ocampo, C. "FARMACOLOGIA VETERINARIA" Ed. Mc Graw-Hill México, 1988.
- 67) Taylor, D. M. "ERADICATION OF PINWORMS (*Syphacia obvelata*) FROM SYRIAN HAMSTERS IN QUARANTINE" Lab. Anim. Sci. 42 (4): 413-414, 1992.
- 68) Tena, C. "LA RATA DE LABORATORIO" (Compilación) Curso Manejo de animales de laboratorio para la investigación biomédica. Escuela Superior de Medicina I.P.N. 1994.
- 69) Velasco, S. A. "RATAS Y RATONES DOMESTICOS, METODOS Y ALTERNATIVAS PARA SU CONTROL" Ed. Limusa México, 1988.

- 70) Vigar, Z. "ATLAS DE PARASITOLOGIA CLINICA" Ed. Medicina Panamericana. España, 1979.
- 71) Wagner, M. "THE EFFECT OF INFECTION WITH THE PINWORM (*Syphacia muris*) ON RAT GROWTH" Lab. Anim. Sci. 38 (4): 476-478, 1988.