

77  
209



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ANÁLISIS PARASITOLÓGICO DE LOS  
ANIMALES DEL BIOTERIO DE LA FACULTAD  
DE MEDICINA, UNAM

**TESIS PROFESIONAL**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE;  
LICENCIADO EN BIOLOGÍA

P R E S E N T A :

PATRICIA SOFIA GOROCICA ROSETE



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.

# INDICE

	PÁG.
0.0 RESUMEN.....	1
1.0 INTRODUCCION.....	2
2.0 OBJETIVOS.....	6
3.0 MATERIAL Y METODO.....	7
3.1 MATERIAL.....	7
3.2 METODOLOGIA.....	8
4.0 RESULTADOS.....	14
5.0 DISCUSION.....	31
6.0 CONCLUSIONES.....	36
7.0 APENDICE.....	37
8.0 BIBLIOGRAFIA.....	58
9.0 AGRADECIMIENTOS.....	63

## 0.0 RESUMEN

Se realizó un estudio parasitológico en 5 especies de animales de un bioterio convencional de México.

Los objetivos principales fueron conocer que tipo de parásitos los infectaban, su frecuencia, diferencias de éstas en relación con la edad y el sexo y analizar que importancia tienen los parásitos dentro del área de investigación científica.

Para este estudio se emplearon métodos de diagnóstico coproparasitológicos (CPS) cualitativos; uno directo en fresco con solución salina isotónica y otro de concentración por flotación, además de necropsias para reconfirmar los hallazgos iniciales con los CPS así como para investigar la presencia de ectoparásitos.

Se encontraron 11 especies de parásitos gastrointestinales: 7 protozoarios entre los que se encuentran los géneros Entamoeba, Giardia, Eimeria y Tritrichomonas y otros tres géneros de flagelados comensales. De helmintos se encontraron 4 especies que fueron V. nana, A. tetraoptera, S. obvelata y S. muris.

Mediante pruebas estadísticas se obtuvieron algunas diferencias en animales parasitados en cuanto a edad y sexo.

Se obtuvo un porcentaje del 73.9% de animales parasitados, las especies más afectadas fueron ratones y ratas, posiblemente debido a que son las que se encuentran en mayor hacinamiento.

## 1.0. INTRODUCCION

Los animales como sujetos de experimentación ayudan a la investigación científica desde cinco siglos antes de la era Cristiana, pero su uso fué probablemente esporádico y limitado, pues sólo se utilizaban aquéllos domesticados por el hombre para diversos fines (Lane-Patter, 1971).

A mediados del siglo pasado empiezan a utilizarse los animales de laboratorio como las ratas y los ratones que tuvieron gran éxito por su gran capacidad de adaptación al cautiverio, en condiciones de laboratorio, por su gran potencial reproductor y por sus características biológicas, pero hasta 1940 surge un verdadero interés por la cría y cuidado de estos animales, con el fin de lograr el mejoramiento genético de las especies como el control de factores ambientales, y se tiene especial cuidado en la alimentación y las condiciones higiénicas para lograr criaderos de animales debidamente certificados para ser usados exclusivamente en investigación científica (Fernández, 1971), pero como cualquier ser vivo, están expuestos a un sinnúmero de agentes patógenos, sobre todo aquéllos de colonias convencionales es decir, los que no han sufrido alteraciones en su microbiota y aunque se han desarrollado técnicas gnotobióticas para tratar de mantenerlos libres de patógenos, por medio de histerectomía o cesárea, controlando así su microbiota (Mitruka, 1976, UFAW, 1976), su utilización es muy costosa y limitada.

A pesar de las óptimas condiciones en las que se pretende producir y mantener a los animales de experimentación, pueden verse afectados por numerosos factores ajenos a los deseados que pueden ocasionar cambios en la respuesta fisiológica a su medio, por lo que los datos obtenidos en

los experimentos en los que son utilizados pueden ser alterados por numerosos factores ambientales y biológicos. Los primeros como luz, ventilación, humedad y temperatura, hasta hace poco se les había dado poca o nula importancia, pero ahora se considera que pueden tener gran influencia como variables experimentales no controladas. En cambio a los biológicos siempre se les ha dado mayor importancia porque pueden ocasionar trastornos o enfermedades diversos.

Uno de los factores biológicos más interesante y poco considerado es el stress, el cual puede ser inducido o no y es de tal importancia que puede tener profundas consecuencia fisiológicas (Packes, 1974). El stress ocasiona reacciones que incluyen alteraciones en el equilibrio hormonal del huésped, esto puede debilitar algunos mecanismos de resistencia como la respuesta inmune y es un factor muy importante para el establecimiento de infecciones (Noble, 1961).

Las enfermedades infecciosas y parasitarias que puedan afectar a las especies de animales de laboratorio, son producidas por un número considerable de agentes patógenos que a grandes rasgos pueden clasificarse según su patogenicidad en alta y moderadamente patógenos, así como los oportunistas. Las enfermedades producidas por agentes etiológicos altamente patógenos, generalmente no implican mayor problema, dado que los animales afectados presentan signos y síntomas lo suficientemente aparentes para no ser utilizados ordinariamente en las diferentes investigaciones, mientras que los agentes moderadamente patógenos, son los que generalmente producen infecciones que transcurren como asintomáticas y se pueden manifestar como enfermedades propiamente dichas cuando se

trabaja con los animales en los diversos experimentos y que por el mismo manejo caen en stress que favorece la presencia de aquéllas. En cuanto a la presencia de enfermedades oportunistas, también el stress juega un papel desencadenante; otros factores que favorecen tanto la presencia de enfermedades producidas por agentes moderadamente patógenos, como oportunistas, son las radiaciones experimentales, deficiencias nutricionales y hacinamiento, entre otros, los cuales influyen directamente en el sistema inmunocompetente (Saequet, 1962). Las infecciones inaparentes causadas por agentes etiológicos moderadamente patógenos u oportunistas se encuentran prácticamente en todos los animales de bioterios convencionales, y pueden influir en diversas investigaciones como inmunológicas, toxicológicas, oncológicas, hematológicas y farmacológicas entre otras (Wescott, 1982).

En general, cualquier infección puede ser exacerbada por agentes exógenos como los mencionados con anterioridad, aunque concomitantemente es necesario señalar que el manejo de fármacos, tóxicos, inmunógenos o diversos agentes patógenos usados en investigación, que se sumarían, creando verdaderos estados de inmunodepresión, que alterarían en gran medida los resultados de los experimentos.

Se enfocará el presente trabajo a las infecciones parasitarias del aparato digestivo porque son muy frecuentes y representan un verdadero problema, puesto que la coprofagia es habitual en roedores y lagomorfos y no obstante el esmero en su cuidado, el control de la alimentación y el agua de bebida, por lo que resultan infructuosos los esfuerzos para su eliminación.

Actualmente se han logrado reducir muchas variables ajenas a los experimentos utilizando animales gnotobióticos axénicos y los SPF, libres de patógenos específicos, pero se necesitarían instalaciones especiales y su producción elevaría considerablemente el costo (Conalty, 1967). Existen alternativas, aún en estudio, que permitirían obtener resultados más satisfactorios sin intervención de variables ajenas y de costo muy bajo como las técnicas in vitro como cultivo de células y tejidos, y simulación por computación, entre otras, lo que permitiría disminuir o ayudaría a eliminar el uso de animales empleados y reducir el costo de las investigaciones.



## 2.0 OBJETIVOS

- 1) Conocer los endoparásitos gastrointestinales de los animales de un bioterio convencional de la ciudad de México, así como su frecuencia.
- 2) Determinar si existen diferencias en las frecuencias de parasitosis en base a edad y sexo, especies y cepas para los parásitos comunes a los animales estudiados y en segundo término en los exclusivos de cada especie.
- 3) Analizar la importancia que tiene la presencia de parásitos en los animales de laboratorio.

### 3.0 MATERIAL Y METODO

El presente trabajo se realizó con los roedores y lagomorfos del Bioterio de la Facultad de Medicina de la UNAM, el cual es del tipo convencional (UFAW, 1976) con las especificaciones necesarias para su buen funcionamiento en cuanto a ventilación, luz, humedad y temperatura. Dicho bioterio cuenta con cinco especies de animales, los que se encuentran dispuestos en salas independientes y colocados en cajas de policarbonato de diferentes medidas según la especie de animal. A todos los animales se les da una dieta de alimento comercial balanceado y complementos alimenticios adecuados para su buena nutrición.

#### 3.1 MATERIAL

- Aparatos

Microscopio óptico

Centrífuga con camisas para tubos 13 x 100 mm

Estuche de disección

- Material de vidrería

Portaobjetos

Cubreobjetos

Cajas de Petri

- Soluciones

Solución yodo yodurada

Solución salina isotónica

Solución fijadora de formalina al 10%

Solución fijadora alcohol, formalina y ácido acético (AFA)

Solución de etanol al 70%

Solución de sulfato de Zinc V 1:180° Bé

Líquido de Hoyer

Solución de lactofenol

Colorante de Wright

Colorante de Giemsa

- Otros

Eter etílico

Cámara de sacrificios

### 3.2 METODOLOGIA

Se muestrearon 1 000 animales de dicho bioterio para realizar exámenes coproparasitoscópicos (CPS) y 30 de ellos se sacrificaron para realizar necropsias. Para los primeros exámenes, la distribución de la muestra fué la siguiente:

Especie	Cepa	Población	Muestra	Porcentaje
<u>Mus musculus</u> (ratón)	CD-1	3 000	240	8.0
	Taconic	1 750	170	9.7
	C-57	225	55	24.4
	Balb/c	30	30	100.0
<u>Rattus norvegicus</u> (rata)	Wistar	4 500	339	7.5
<u>Oryctolagus cuniculi</u> (conejo)	Nueva Zelanda	180	79	43.8
<u>Cavia porcellus</u> (cobayo)	Hartley (inglesa)	225	47	20.8
<u>Mesocricetus auratus</u> (hamster)	.ChCM	40	40	100.0
T o t a l		9 950	1 000	10.05

Estos animales se ordenaron por edad y sexo teniéndose 4 categorías para cada especie: reproductores hembras y machos y púberes hembras y machos. Considerándose púberes a los animales entre 1-3 meses de edad y reproductores entre 4 y 6 meses, en el caso de los roedores y para lagomorfos, se consideraron púberes, animales de 1-6 meses de edad y reproductores de 6 meses en adelante. La distribución de estos datos se presentan a continuación:

Especie	Cepa	Púberes		Reproductores		Total
		H	M	H	M	
<u>Mus musculus</u> (ratón)	CD-1	38	39	103	60	240
	Taconic	27	48	58	37	170
	C-57	27	3	26	19	55
	Balb/c	6	9	11	2	30
<u>Rattus norvegicus</u>	Wistar	57	64	144	74	339
<u>Mesocricetus auratus</u>	ChCM	-	-	8	32	40
<u>Cavia porcellus</u>	Hartley	3	2	28	14	47
<u>Oryctolagus cuniculi</u>	Nueva Zelanda	1	1	60	17	79

La distribución de la muestra para necropsias fué la siguiente:

Especie	Cepa	Población	Muestra
<u>Mus musculus</u>	CD-1	3 000	9
	Taconic	1 750	II
	C-57	225	I
<u>Rattus norvegicus</u>	Wistar	4 500	5
<u>Cavia porcellus</u>	Hartley	225	I
<u>Oryctolagus cuniculi</u>	Nueva Zelanda	180	3

En el muestreo para el estudio por medio de CPS, se tomaron 10 cajas por estante, sin tener preferencia por ninguna colocación en especial, procurando cubrir todas las zonas del estante, de esas cajas se tomaba un animal de cada 5.

Para tomar las muestras se sujetaban los animales con una mano y con la otra se les oprimía suavemente el abdomen hasta que defecaban y las muestras se colocaban en tubos de 13 x 100 para ser analizados inmediatamente.

Los métodos utilizados para los CPS fueron cualitativos; uno directo en fresco con solución salina isotónica y otro de concentración por flotación, Faust, 1939 (Salazar y de Haro, 1980).

Los animales muestreados para necropsias se tomaron de las mismas cajas utilizadas para los CPS, sólo que se estudiaron el 5% de las cajas o sea de cada 20 se muestreó una.

Las necropsias se realizaban sacrificando a los animales con éter etílico. Se procedía inmediatamente a hacer revisión general externa y se cepillaba la piel sobre el papel blanco y posteriormente se procedía a desollar, colocando la piel en una caja de Petri y se revisaba bajo microscopio con ayuda de pinzas y agujas de disección para obtener los ectoparásitos, los cuales eran fijados en alcohol al 70% si se trataba de piojos o bien en líquido de Hoyer si se trataba de ácaros.

Al hacer la revisión interna se abrían los animales empezando por el cuello para revisar tráquea y esófago, posteriormente cavidad torácica y finalmente cavidad abdominal, en la que se revisaba minuciosamente estómago e intestino. Se sacaban todos los helmintos encontrados y se

fijaban en AFA para su posterior identificación y se hacían dos raspados de intestino, uno para observar directamente y en fresco con solución salina isotónica y el otro se teñía con colorantes Wright-Giemsa, técnica que a continuación se describe:

Tinción Wright-Giemsa

Solución madre

Colorante de Giemsa en polvo	3.8 g
Glicerina pura	250 ml
Metanol absoluto	250 ml

Dejar en maduración dos meses y posteriormente guardar en frasco ámbar

Solución Büffer (pH 7)

Fosfato monopotásico ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ )	0.49 g
Fosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ )	1.14 g
Agua destilada	1000 ml

Solución Giemsa de trabajo

Solución madre madura y filtrada	1 gota
Büffer	1 ml

Colorante de Wright

Wright en polvo	0.60 g
Metanol	360 ml

Büffer (pH 6.7)

Fosfato disódico ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ )	9.47 g
Fosfato monopotásico ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ )	9.08 g

Procedimiento:

- Fijar los frotis en alcohol metílico absoluto 5 minutos
- Secar al aire
- Poner en la solución Giemsa los frotis 3 minutos
- Pasarlos al colorante Wright y dejarlos 8 minutos
- Ponerlos en el búffer Wright y dejarlos 15 minutos
- Lavar con agua corriente y secar al aire

Por último para la identificación de trofozoítos de Trichomonas en heces se hacían frotis con la materia fecal fresca y positiva en los parásitos utilizando la técnica no publicada proporcionada por el Dr. Dionisio Peláez, la cual se describe a continuación:

- A l g de la materia fecal fresca y positiva se le agregan 5 ml de solución salina isotónica a 20°C (proporción de 5 ml por gramo)
- Con un agitador se homogeneiza con cuidado para evitar la ruptura de los trofozoítos.
- Mientras tanto, en un recipiente de vidrio (vaso de precipitado), tapado perfectamente con una caja de Petri, se coloca yodo cristaloiide, se mete en la estufa a 60°C para que emita vapores al sublimarse.
- Se pone un poco de materia fecal en un portaobjetos en forma de gota suspendida, se pone en contacto con los vapores de yodo durante 10 a 15 segundos. Pasando ese tiempo se voltea el portaobjetos con lo que los parásitos quedan fijos.
- Posteriormente se agregan unas dos o tres gotas de sangre con anticongelante, al portaobjetos con la muestra, se homogeniza lentamente.

- De esa mezcla se hacen frotis delgados. Se dejan secar y se tiñen con la técnica de Wright-Giemsa.

Los quistes y huevos encontrados en los CPS se medían con un ocular micrométrico y se comparaban con los datos de la bibliografía para determinar especies. A los parásitos adultos y larvas obtenidos de necropsias se les determinaba la especie de acuerdo a las características bibliográficas y con la ayuda de personas expertas en el área y por último los ectoparásitos eran identificados en el laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias de la UNAM por especialistas.

Los resultados obtenidos de los CPS se analizaban mediante la prueba estadística paramétrica de  $\chi^2$  (Jí cuadrada), usando un  $\alpha = 0.05$  y 2 grados de libertad.



#### 4.0 RESULTADOS

Se encontraron 11 especies de ~~ex~~oparásitos en los animales muestreados; 8 en ratones de las cuatro cepas; 6 en ratas; 8 en hamsters; 2 en cobayos y 1 en conejos, además se encontraron en las necropsias 3 especies más, las cuales se reportan en la tabla 1 y cuyas características se anexan en el apéndice. En la tabla 2 y la gráfica 1 se aprecia el porcentaje de parasitismo en cada especie, la más parasitada fué Mesocricetus auratus (hamster) con un 92.5%, le sigue Mus musculus (ratón) con sus 4 cepas con un 84.05% y Rattus norvergicus (rata) con un 81.42%. Las especies menos parasitadas fueron Cavia porcellus (cobayo) con 21.28% y Oryctolagus cuniculi (conejo) con un 5.07%, teniéndose un promedio total de la colonia una tasa global de 73.9%.

En la tabla 3, se presenta de manera más detallada el porcentaje de parásitos en cada una de las categorías analizadas por edad y sexo. Obsérvese que los ratones CD-1 púberes machos presentan un porcentaje de infección de 100, siguiéndose los ratones Taconic reproductores machos con 94.6% y los púberes machos con 93.75%. También se puede apreciar que los de menor porcentaje son los conejos, de los que sólo se encontraron hembras reproductoras parasitadas. Asimismo los ratones C-57 púberes, los Balb/c hembras púberes y los cobayos púberes machos no presentaron ningún parásito.

Analizando este cuadro se obtuvo mediante la prueba estadística paramétrica de distribución de  $\chi^2$  (Ji cuadrada), la relación que existe entre cada una de las categorías de cada especie, encontrándose que para un  $\alpha = 0.05$  y 2 grados de libertad, la cepa CD-1 de ratones presentó

diferencias respecto a edad en machos, para la cepa Taconic, la diferencia radicó en los sexos de animales reproductores, las que fueron estadísticamente significativas. En los ratones C-57 hubo diferencias en cuanto a edades del mismo sexo. Para los resultados Balb/c se presentaron diferencias en cuanto a sexo y edad de todas las categorías o sea todas presentaban diferencias entre sí. En ratas Wistar solamente presentaron diferencias entre los sexos de reproductores. Los cobayos también presentaron diferencias en cuanto a sexos en ambas edades. Finalmente en los conejos solamente estuvieron parasitadas las hembras reproductoras. Los hamsters por otro lado, de los que sólo se muestrearon animales reproductores y no presentaron diferencia alguna en cuanto a sexo (Tabla 3).

En la tabla 4, se presentaron las diferencias porcentuales en cada tipo de parásito en cada huésped. Para los ratones CD-1 las especies de parásitos que con mayor frecuencia se presentaron fueron Giardia muris, Vampirolepis nana y los flagelados comensales menos frecuentes fueron Tritrichomonas muris y Syphacia muris.

En los ratones Taconic se presentaron con mayor importancia G. muris y V. nana y fueron menos frecuentes T. muris y S. muris.

Los ratones C-57 presentaron con mayor frecuencia a G. muris y V. nana y con menor a T. muris y S. muris. Las especies que se presentaron más comúnmente en ratones fueron G. muris y V. nana.

Las ratas tuvieron una gran incidencia de V. nana y S. muris, esta última muy común en ratas de todo el mundo, pero escasamente se presentaron G. muris y T. muris.

Para los hamsters, la única especie que se presenta con gran frecuencia es G. muris.

En cobayos Entamoeba caviae, estuvo presente en el 34% de ellos y finalmente los conejos, solamente tuvieron dos parásitos: Eimeria sp. con una frecuencia de 6.32% y E. cuniculi con 1.66%.

En la tabla 5 se presenta el porcentaje de parásitos encontrados en cada categoría de ratones. Ahí se puede notar que para la cepa CD-1, el único que presentó diferencias estadísticamente significativas fué Aspiculuris tetraptera para hembras de las dos edades y entre sexos en la edad reproductora.

En los ratones Taconic, 4 especies de parásitos presentaron diferencias; E. muris en cuanto a machos de las dos edades, notándose una gran prevalencia. Las diferencias se encontraron tanto entre sexos de reproductores y púberes como entre edades en machos. Otra especie fué G. muris en la que se encontraron diferencias entre sexos para los dos rangos de edades. La tercera especie de parásito que presentó diferencias en estos ratones fué Eimeria sp., más frecuente en hembras púberes que en reproductoras, pero también las hembras y los machos púberes las presentaron y muy notables. Por último, para los ratones Taconic, en relación a flagelados comensales, hubo diferencias, la primera entre sexos en púberes y la segunda entre machos de diferente edad.

En los ratones C-57 las únicas especies que mostraron diferencias fueron G. muris, presentándose ésta con mayor preferencia en machos en ambas edades y V. nana encontrándose para púberes hembras una gran incidencia y ninguno para machos.

En la tabla 6 aparecen los datos de los parásitos para las ratas, E. muris presenta diferencias entre sexos de la edad reproductora. G. muris, la presenta para sexos de las dos edades.

Para Eimeria sp, existen dos tipos de diferencias, una entre sexos en reproductores y otra entre machos de ambas edades. Finalmente en V. nana, la diferencia radicó en los sexos reproductores y ambas edades de hembras y machos.

Para los hamsters (Tabla 7), solamente se hicieron comparaciones entre sexos de reproductores por no haber púberes. Las especies que mostraron diferencias son: E. muris, con una notable preferencia por los machos; V. nana, con una frecuencia mayor para hembras y S. obvelata con una prevalencia mayor en machos.

Con respecto a la tabla 8, en los cobayos la única especie que mostró diferencias fué E. caviae, entre machos y hembras púberes.

Para los conejos, los resultados se presentan en la tabla 9, en la que se puede observar que no hay ninguna diferencia. En la gráfica 2 se puede observar la frecuencia con que aparece cada especie de parásito, en general nótese que G. muris, E. caviae y V. nana son las más frecuentes.

Para la presencia de algún parásito, muchas veces iba acompañada de la de otro, obteniéndose una frecuencia de infecciones mixtas de 52.94% y de 47.06% de infecciones simples (tabla 10). Los datos obtenidos para los cobayos alteran mucho estos promedios, ya que se ve una mayor incidencia de animales con infección simple que es del 91.45% y una mucho menor de infecciones mixtas de 9.09%. Pero en los demás animales en general se notaba un porcentaje ligeramente mayor en infecciones mixtas.

En las necropsias se encontraron todas las especies de endoparásitos que en los CPS, solamente que también se reportan la presencia de ectoparásitos, los cuales fueron:

Para ratones:

- Myobia sp.
- Polyplax serrata

Para ratas:

- Polyplax spinulosa

Tabla 1

Parásitos encontrados en los animales del Bioterio de la Facultad de Medicina, UNAM

E s p e c i e	R a t o n e s							
	CD-1	Taonic	C-57	Balb/c	Rata	Cobayo	Conejo	Hamster
<u>Eimeria spp</u>	X	X	X		X		X	X
<u>Entamoeba caviae</u>						X		
<u>Entamoeba cuculi</u>							X	
<u>Entamoeba muris</u>	X	X	X	X	X			X
<u>Giardia caviae</u>						X		
<u>Giardia muris</u>	X	X	X	X	X			X
<u>Tritrichomonas muris</u>	X	X			X			
Otros flagelados*	X	X	X	X	X	X		X
<u>Vampirolepis nana</u>	X	X	X	X	X	X		X
<u>Aspicularis tetraptera</u>	X	X	X					
<u>Syphacia muris</u>		X			X			
<u>Syphacia obvelata</u>	X	X	X	X				
<u>Myobia sp</u>	X	X						
<u>Polyplax serrata</u>	X	X						
<u>Polyplax spinulosa</u>					X			

\*Retortamonas sp.; Embadomonas sp.; Enteromonas, sp. y Chilomastix sp.

Tabla 2

Relación porcentual de animales parasitados en los CPS

<u>E s p e c i e</u>	<u>Cepa</u>	<u>Muestreados</u>	<u>Positivos</u> %	<u>Negativos</u> %
<u>Mus musculus</u>	CD-1	240	91.25	8.75
	Taconic	170	88.24	11.76
	C-57	55	63.64	36.36
	Balb/c	30	23.34	76.66
Total ratones		495	81.05	15.95
<u>Rattus norvegicus</u>	Wistar	339	81.42	18.58
<u>Mesocricetus auratus</u>	ChCM	40	92.5	7.50
<u>Cavia porcellus</u>	Hartley	47	21.28	78.72
<u>Orictolagus cuniculi</u>	Nueva Zelanda	79	7.59	92.41
Total colonia		1000	68.78	31.32

FRECUENCIA DE ANIMALES PARASITADOS

Gráfica 1

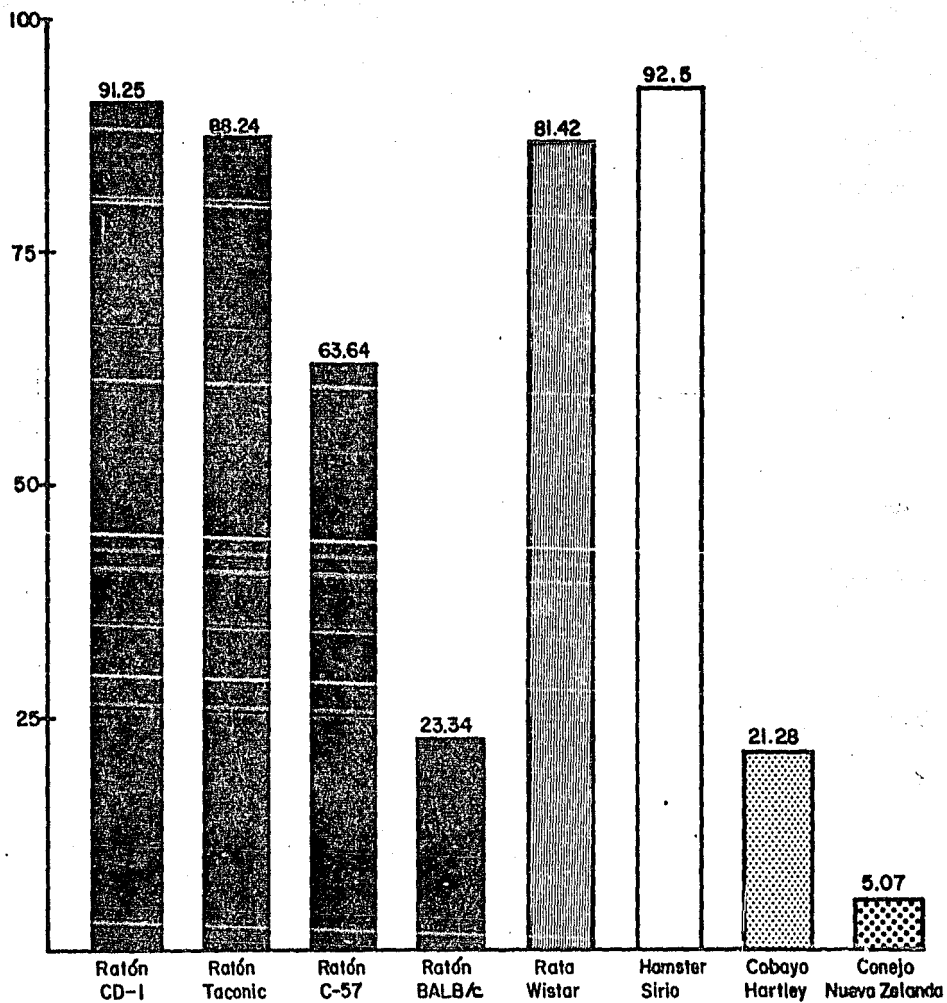




Tabla 3

Porcentaje de animales parasitados en cada categoría

E s p e c i e	Cepa	Púberes		Reproductores	
		H	M	H	M
<u>Mus musculus</u>	CD-1	92.11	100	89.33	83.34**
	Taconic	88.89	93.75	79.32	94.60*
	C-57	0.00	0.00	73.08**	84.22**
	Balb/c	0.00**	44.45*	23.08*	0.00**
<u>Rattus norvegicus</u>	Wistar	82.46	75.00	79.87	89.20*
<u>Mesocricetus auratus</u>	ChCM	--	--	87.50	93.75
<u>Cavia porcellus</u>	Hartley	66.70	0.00*	25.00	50.00*
<u>Oryctolagus cuniculi</u>	Nueva Zelanda	0.00	0.00	8.34	0.00

\* P < 0.05 al comparar con sexo opuesto de la misma edad

\*\* P < 0.05 al comparar diferentes edades del mismo sexo

Frecuencia de cada especie de endoparásitos en los animales estudiados con los CPS

P a r á s i t o s	CD-1	Taconic	C-57	Balb/c	Ratas	Hamsters	Cobayos	Conejos
<u>Entamoeba</u> spp.	15.00	12.94	3.63	6.66	18.28	22.5	34.04	1.66
<u>Giardia</u> spp.	54.16	48.23	54.54	26.66	6.48	77.5	2.12	0.00
<u>Eimeria</u> spp.	5.41	11.76	7.27	3.33	28.02	0.00	0.00	6.32
<u>Tritrichomonas</u> sp.	1.60	1.17	0.00	0.00	4.42	0.00	*	*
<u>Vampirolepis nana</u>	32.50	24.70	38.18	3.33	38.64	2.5	*	*
<u>Syphacia obvelata</u>	16.25	13.52	5.45	3.33	*	5.0	*	*
<u>Syphacia muris</u>	0.41	2.94	0.00	0.00	34.21	0.00	*	*
<u>Aspicularis tetraptera</u>	12.50	27.05	16.36	10.00	*	0.00	*	*
Flagelados comensales	37.08	20.58	9.09	6.66	9.14	7.5	2.12	0.00

\*No parasitan ese hospedero.

Frecuencia de cada parásito en los animales muestreados

Gráfica 2

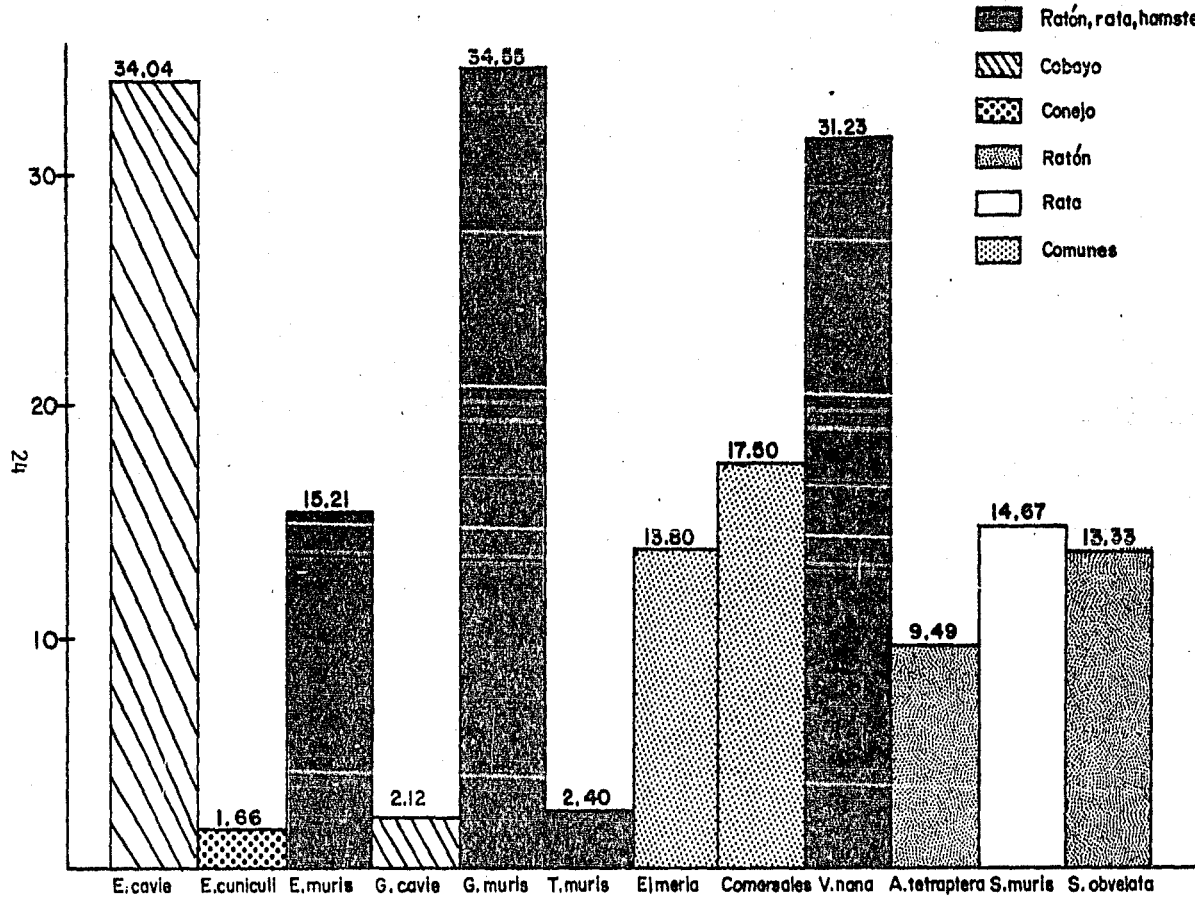


Tabla 5

## Frecuencia de parásitos en ratones

Parásito	Sexo	CD-1		Taconic		C-57		Balb/c	
		Rep	Pub	Rep	Pub	Rep	Pub	Rep	Pub
<u>Entamoeba muris</u>	H	17.47	10.52	10.34*	18.50*	3.84	0.0	0.0	0.0
	M	13.33	15.38	27.02	2.08**	5.26	0.0	0.0	0.0
<u>Giardia muris</u>	H	46.60	68.40	56.89*	70.30*	46.15*	14.28*	7.69	0.0
	M	55.00	58.97	29.72	39.50	78.90	66.60	0.0	77.70
<u>Eimeria sp.</u>	H	5.85	0.0	3.44	55.50**	11.50	14.28	7.69	0.0
	M	6.66	7.69	5.40	2.08*	0.0	0.0	0.0	0.0
Flagelados comensales	H	29.12	39.47	8.62*	37.00**	15.38	0.0	0.0	0.0
	M	38.33	53.84	29.70	18.75	5.26	0.0	0.0	10.0
<u>Tritrichomonas muris</u>	H	1.94	0.0	1.72	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
	M	0.0	5.12	2.70	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
<u>Vampirolepis nana</u>	H	34.95	26.31	20.30	22.20	38.46	57.14*	7.69	0.0
	M	33.33	30.76	35.13	12.20	36.84**	0.0	0.0	0.0
<u>Syphacia obvelata</u>	H	13.59	10.52	6.89	18.50	0.0	0.0	7.69	0.0
	M	18.33	25.64	10.81	20.80	10.56	14.28	0.0	0.0
<u>Syphacia muris</u>	H	0.97	0.0	3.44	7.40	0.0	0.0	0.0	0.0
	M	0.0	0.0	2.70	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
<u>Aspicularis tetraptera</u>	H	20.38*	5.26**	32.70	22.22	11.53	42.85	7.69	16.60
	M	13.33	5.12**	32.40	18.75	10.52	33.30	0.0	11.11

\* P &lt; 0.05 al compararlo con sexo opuesto de la misma edad

\*\* P 0.05 al compararlo con diferentes edades del mismo sexo

Tabla 6

Frecuencia de parásitos en ratas

P a r á s i t o	Reproductores		Púberes	
	Hembras	Machos	Hembras	Machos
<u>Entamoeba muris</u>	22.20	10.81*	15.78	20.31
<u>Giardia muris</u>	2.08*	13.50*	14.00**	1.56**
<u>Eimeria sp.</u>	24.30	5.00*	15.78	21.87**
Flagelados comen- sales	9.02	8.10	14.03	4.68
<u>Tritrichomonas muris</u>	5.55	6.75	0.0	3.12
<u>Vampirolepis nana</u>	27.77	54.05*	50.87**	34.37**
<u>Syphacia muris</u>	35.40	28.37	40.35	32.81

\* P < 0.05 al comparar con sexo opuesto de la misma edad  
 \*\* P < 0.05 al comparar diferentes edades del mismo sexo

Tabla 7

Frecuencia de parásitos en hamsters

P a r á s i t o	Reproductores	
	Hembras	Machos
<u>Entamoeba muris</u>	0.0	28.12*
<u>Giardia muris</u>	75.00	78.12
<u>Eimeria sp.</u>	0.0	0.0
<u>Tritrichomonas muris</u>	0.0	0.0
<u>Vampirolepis nana</u>	2.5	0.0*
<u>Syphacia obvelata</u>	25.0	0.0
<u>Syphacia muris</u>	0.0	0.0
<u>Aspicularis tetraptera</u>	0.0	0.0
Flagelados comensales	0.0	7.50*

\*P < 0.05 al comparar con sexo opuesto de la misma edad

Tabla 8

Frecuencia de parásitos en cobayos

P a r á s i t o	Reproductores		Púberes	
	Hembras	Machos	Hembras	Machos
<u>Entamoeba caviae</u>	35.7	35.7	33.33	0.0*
<u>Giardia caviae</u>	2.12	0.0	0.0	0.0
Comensales flagelados	0.0	2.12	0.0	0.0

\*  $P < 0.05$  al comparar con sexo opuesto de la misma edad

Tabla 9

Frecuencia de parásitos en conejos

P a r á s i t o	Reproductores		Púberes	
	Hembras	Machos	Hembras	Machos
<u>Entamoeba cuniculi</u>	1.66	0.0	0.0	0.0
<u>Eimeria sp.</u>	6.32	0.0	0.0	0.0



Tabla 10

Relación porcentual de animales con infección mixta  
y simple en los CPS

E s p e c i e	Cepa	Infec. mixta	Infec. simple
		%	%
<u>Mus musculus</u>	CD-1	68.27	32.30
	Taconic	55.10	45.00
	C-57	69.20	31.18
	Balb/c	57.14	42.85
<u>Rattus norvegicus</u>	Wistar	56.93	43.06
<u>Mesocricetus auratus</u>	ChCM	60.00	40.00
<u>Cavia porcellus</u>	Hartley	9.09	91.45
<u>Oryctolagus cuniculi</u>	Nueva Zelanda	47.85	53.14
T o t a l		52.14	47.06

## 5.0 DISCUSION

En base a los resultados obtenidos, se puede pensar que los parásitos de los animales de laboratorio pueden tener tal importancia que se hace necesario instituir tratamientos adecuados y el control subsecuente para evitar reinfecciones, como sería utilizar agua y comida estériles, así como la astilla de madera de sus camas (De Witt, 1961). Sobre todo si lo antes expuesto se hace con los pies de cria, lo cual podría ser una buena forma de obtener camadas no parasitadas, ya que cuando se requieren utilizarlos pueden estar en buenas condiciones, porque de lo contrario se les tendría que administrar fármacos para control de las parasitosis y esto, de alguna forma, alteraría los resultados de los experimentos en los cuales se emplearan estos animales pues son variables experimentales no tomadas en consideración.

Hoag, 1961 reporta huevos de oxiúridos en partículas de polvo, en el equipo y en los conductos de ventilación de las salas de varios bioterios y esto, sumado al mal manejo o descuido de los técnicos hacia los animales, aumenta las posibilidades de infección en ellos. Otra fuente de infección importante en las colonias de animales de un bioterio, puede ser la presencia de roedores silvestres, a animales que hayan escapado o las personas que los atienden o están en contacto con ellos que pueden introducir agentes patógenos diversos como virus, bacterias y parásitos (Myers, 1980), por lo que los mismos trabajadores e investigadores pueden actuar como acarreadores de diversas infecciones.

En relación a mecanismos defensivos específicos de los animales de laboratorios para con sus diversos parásitos solamente se tienen las referencias de Shorb (1933) y Hunnine (1935) para V. nana y la edad del

huésped; los de Mathies (1954 y 1959) en relación con A. tretapectera que encuentra variación con la edad y sexo del huésped. Por lo que toca a los resultados presentados, no se encontraron las diferencias señaladas por los dos primeros autores para el parasitismo por V. nana.

Los animales más infectados fueron los ratones siguiéndoles las ratas, los cobayos y finalmente los conejos. Esto se podría atribuir a que las primeras especies viven en condiciones de mayor hacinamiento que las últimas. El hacinamiento y las interacciones de rango social también son factores que les producen stress (Noble, 1965).

Un aspecto importante de considerar es la relación de animales que presentan un parásito y los que presentan infección mixta. Es importante recordar que una vez establecido un parásito generalmente hay predisposición a que se instalen otros porque es posible que el animal esté inmunodeprimido o bien se pueda crear un microambiente favorable para otras especies, esto trae por consecuencias que los posibles daños patológicos aumenten y el cuadro clínico se agrave.

La importancia de los parásitos en estos animales está determinada por el tipo de relación que ejerce con el huésped, ya sea ocasionando verdadero daño tisular, alterando la respuesta inmune, disminuyendo el peso o bien cambios de conducta (Mc Nair and Timmons, 1977).

Han sido poco los trabajos que se han realizado en México para conocer las especies de parásitos que afectan a los animales de laboratorio y sus frecuencias, por lo que este trabajo tiene la intención de contribuir, ayudando a que en un futuro próximo, los animales con los que se trabaja en investigación biomédica, estén en perfecto estado y reducir al mínimo las variables ajenas al experimento realizado. Existen reportes de que algunos

protozoos parásitos de cobayos como Toxoplasma gondii y Cryptosporidium wrairi que interfieren en muchos experimentos y en algunos casos pueden llegar a anular resultados (Vetteling, 1976).

Los trabajos realizados por Caballero (1935) y Velasquillo (1985) son de los pocos realizados en México, en los cuales, en el presente estudio se encontraron en común con el primero a V. nana y con el segundo a V. nana, S. muris, S. obvelata y A. tetraptera. La diferencia más importante entre los dos trabajos mencionados y el presente, se basa en que los estudios se hicieron en necropsias, en cambio en este se realizaron necropsias y exámenes coproparasitológicos (CPS) con lo cual se pudo ampliar la muestra y obtener resultados más exactos, ya que con los CPS se pueden muestrear mayor número de animales sin tener que sacrificarlos, con lo cual la muestra se hace más representativa y las necropsias se hicieron solamente para confirmar los datos reportados por los CPS, que en este caso no hubo nuevos hallazgos con las necropsias, solamente ectoparásitos en ratas y ratones que fueron identificados por especialistas del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias de la UNAM, por lo que los métodos coproparasitológicos utilizados fueron confiables y precisos (Portilla Gil, 1955),

Se puede pensar en base a los trabajos mencionados que existen especies de parásitos que son comunes en bioterio convencionales de México y a pesar de las condiciones controladas propias de cada uno fácilmente se instalan. Algunos nemátodos oxiúridos como A. tetraptera, S. muris y S. obvelata han llegado a parasitar al 100% de los roedores de bioterios de todo el mundo (Hoag, 1961). Cuando una infección se ha establecido en alguna colonia, a veces es preferible sacrificarla para evitar que se difunda más el problema (Mitruka, 1976).

En algunos casos solamente se pudo determinar el género de parásitos, en especial los flagelados como Retortamonas sp., Embadomonas sp., Chilomastix sp. y Enteromonas sp. porque no se encontró la descripción de todas las especies en roedores, por lo que sólo se consideraron hasta género. Además, a estos géneros, no se les dió gran importancia porque ninguna de sus especies están registradas como patógenas, sino que solamente son comensales transmitidos por la ingestión de quistes en heces, esto confirmaría la suposición de que estos animales tienen hábitos coprófagos, lo cual aumenta el problema de transmisión de microorganismos patógenos, no solamente parásitos. Aunque muchos autores como Flynn 1973 consideran muchas de las especies encontradas en este trabajo como no patógenas, aquí sí se las considera importantes, porque varios género como Giardia y Entamoeba tienen especies muy patógenas para el humano y otros mamíferos y evolutivamente estas especies pueden llegar a tener igual patogenicidad si se dan las condiciones adecuadas y, como estos animales de experimentación están generalmente bajo continuo stress y que puede tener efecto inmunosupresor, como consecuencia de esta se llega a presentar las manifestaciones del parasitismo.

El género Eimeria tiene muchas especies parásitas en los animales muestreados, pero fué casi imposible determinar las especies por que no se contó con la descripción de todas las especies que parasitan a los ratones, ratas, cobayos, hamsters y conejos de laboratorio. La mayoría de las especies de Eimeria son patógenas, aunque en diferente grado, pero siempre hay que tenerlos presentes.

En apoyo a este trabajo se realizó una pequeña encuesta a 10 investigadores de la UNAM, en su mayoría jefes de laboratorio o bien encargados de algún proyecto de investigación, en la cual se pretendía conocer la opinión de cada

uno de ellos, del uso de los animales de laboratorio en sus investigaciones, las cuales resultaron muy desfavorables, porque solo un investigador estaba consciente de la posible presencia de infecciones latentes o de curso subclínico, como muchas parasitosis, que de algún modo pueden alterar sus experimentos y revisaba sus animales antes de iniciar su trabajo. Pero comentaba que no podía valorar las alteraciones producidas por los parásitos en sus experimentos, porque no es la única variable ajena que influye en los animales.

Estos investigadores, en general, opinaban que los animales con los que trabajaban estaban en buenas condiciones por provenir de un bioterio, pero no consideraban que estos no son suficientes para evitar cualquier tipo de infección y el stress inducido por su manipulación en los experimentos predispone a infecciones.

## 6.0 CONCLUSIONES

Se pudo apreciar en este trabajo que aún bajo las mejores condiciones ambientales y buen manejo de los animales del bioterio en estudio, y en todos los convencionales en general, los animales no están exentos de ser parasitados, por lo que hay que estar conscientes de esto y de la interferencia que pueden tener en los experimentos cuando sean utilizados. Sería interesante determinar la magnitud de las alteraciones para poder valorar los resultados de los experimentos, ya que como se pudo ver en la pequeña encuesta realizada a los investigadores no se les tiene muy presentes.

Se encontraron protozoarios, céstodos y nemátodos reportados en la literatura como no patógenos, pero sin embargo la sola presencia de aquéllos en los animales de experimentación, son variables ajenas a los experimentos. Además varias especies de estos parásitos, sobretodo los oxiúridos y V. nana en ocasiones pueden parasitar al hombre, principalmente a las personas que están en íntima relación con ellos.

El alto porcentaje de animales parasitados en este estudio, hace pensar que existen factores externos a las condiciones del bioterio como el fecalismo y la coprofagia que incrementa notablemente este problema. Además del hacinamiento, sobretodo en ratas y ratones, es un factor determinante para que se presenten altas parasitosis, que como se pudo ver son las dos especies que presentan mayor prevalencia y variedad de parásitos.

## 7.0 A P E N D I C E

### DESCRIPCION Y BIOLOGIA DE LOS PARASITOS ENCONTRADOS EN LOS ANIMALES DE LABORATORIO

#### PROTOZOARIOS

Género Giardia, Kunstler, 1882

CLASIFICACION TAXONOMICA (Levin, 1980)

Subreino	Protozoa, Levwenhok
Phylum	Sarcomastigotes, Honingberg y Balanth, 1963
Subphylum	Mastigophora, Diesing, 1866
Clase	Zoomastigophora, Calkins, 1909
Orden	Diplomonadida, Wenyon, 1926
Suborden	Diplomonadina, Wenyon, 1926
Familia	Hexamitidae
Género	<u>Giardia</u> , Kunstler, 1882
Especies	<u>G. muris</u> , Grassi <u>G. caviae</u> , Hegner, 1923

#### Giardia muris (Grassi, 1879)

Giardia muris, se encuentra comúnmente en el lumen de la parte anterior del intestino delgado (duodeno) de ratas, ratones hamsters y otros roedores (Bernierk 1961; Feely, 1981).

El trofozoíto mide de 10 a 12 $\mu$  de largo por 5 a 7 $\mu$  de ancho y es bilateralmente simétrico. El quiste es elipsoidal y mide 15 por 17  $\mu$ , tiene cuatro núcleos. El trofozoíto solo tiene dos núcleos, el extremo anterior está rodeado por un disco suctor.

Tiene dos núcleos anteriores, dos bleferoplastos y 8 flagelos: 2 posterolaterales, 2 anterolaterales, 2 caudales y 2 que emergen ventralmente. Los cuerpos basales están cerca de la línea media, anteroventralmente el núcleo (Friend, 1966, Hsu, 1982).



El disco suctor es bilobulado, ocupa dos tercios de la superficie ventral anterior, los núcleos están localizados encima de cada lóbulo del disco. C. muris prolifera por fusión binaria y múltiple.

Puede afectar animales jóvenes y adultos y normalmente es poco patógena. Los animales infectados generalmente tienen el pelo áspero, movimientos lentos y torpes y abdomen distendido. Generalmente no hay diarrea. En la necropsia se puede observar un líquido amarillo o blanco en el intestino, puede atrofiar las microvellosidades y puede producir infiltración inflamatoria, úlceras en casos graves (Cuba, 1982).

La transmisión de la infección es por ingestión de los quistes, esto es facilitado, en animales en cautiverio, por el fecalismo y hábitos coprófagos de los roedores, además encontrar los huevos sobre el pelo del animal que al asearse se puede infectar nuevamente, esto último es muy importante cuando se usan estos animales para experimentación.

Los trofozoítos proliferan en el intestino delgado y llegan a colonizar aproximadamente el 25%, adhiriéndose a microvellosidades de las células columnares, cerca de la base de las vellosidades.

Sobre las placas de Peyer, C. muris se adhiere a las células columnares y no a las M, las cuales transportan antígenos solubles y materiales particulados desde el lumen del intestino hasta el sistema linfático.

Los animales infectados tienen un significativo deterioro en la ganancia de peso que es reflejo de la hiporexia asociada a la infección o a la competencia de nutrientes, además hay una gran reducción de las vellosidades del yeyuno lo que ocasiona un síndrome de mala adsorción y un incremento en la inflamación crónica de la lámina propia.

Existen cepas de ratones más susceptibles a G. muris como los ratones atímicos (nu/nu), en los cuales la morbilidad y mortalidad son muy elevadas (Olveda, 1982).

Giardia muris, puede ser libremente transmitida de ratones a ratas y a otros roedores en cautiverio principalmente cuando conviven en la misma sala o utilizan el mismo equipo sin desinfectar, aunque se haya demostrado que el género Giardia tiene especificidad hospedatoria aunque no absoluta (Bermick, 1961; Owen et al., 1979).

Para el diagnóstico de G. muris se puede tomar en cuenta la excreción de quistes en heces, a su vez que puede servir como indicador del nivel de infección, ya que según Olveda existe una correlación entre los quistes excretados y el número de trofozoítos en intestino, pero este método es limitado para determinados períodos ya que no siempre hay excreción de quistes (Olveda et al., 1982).

De 3 a 5 días en promedio después de la infección con quistes, G. muris se puede empezar a encontrar quistes en heces con una eliminación máxima a los 7 a 14 días (Hsu, 1979; Hsu, 1982).

#### Giardia caviae(Hegner, 1923).

Hegner (1923), describe, por primera vez este parásito observado en las partes anteriores del intestino delgado de los cobayos y establece sus medidas: de 8 a 14 micras por 5 a 10 micras.

Este protozoario es pequeño y el ancho del cuerpo es comparativamente mayor que en otras especies. La superficie ventral es plana y la dorsal convexa. La terminación del cuerpo es flexible, en tanto que el resto del cuerpo es rígido. No existe citostoma, aunque algunos autores le han

llamado así al disco adhesivo que ocupa casi toda la región anterior del cuerpo. Presenta dos pares de fibras peristomales que sostienen los bordes del disco succionador, dos zonas llamadas escudos que se encuentran a cada lado del cuerpo y colocadas posteriormente al disco; un vestíbulo entre la porción anterior de los escudos laterales. Existen dos núcleos ovales, uno a cada lado de la línea media del cuerpo, cada uno con cariosoma unido por un rizoplasto a los centrosomas de la región anterior y posterior de la membrana nuclear.

Cuando los parásitos van a multiplicarse, el cariosoma es remplazado por un determinado número de gránulos, distribuidos dentro del núcleo. Se supone que la formación y distribución de estos gránulos, es una preparación para la división nuclear y que a partir de ella se formarán posteriormente los cromosomas.

Presentan además dos axostilos y dos blefaroplastos, cada uno colocado en el extremo anterior de cada exostilo y conectados con el centrosoma anterior del núcleo cercano por un rizoplasto y unidos entre sí por otro rizoplasto arqueado. Los blefaroplastos tienen dos cuerpos parabasales. Tienen cuatro pares de flagelos:

- a) Dos anteriores, que pasan cerca de la terminación anterior del cuerpo.
- b) Dos flagelos posteriores laterales que emergen también del blefaroplasto y atraviesan la zona de los escudos, continúan a cada lado de las terminaciones posteriores de los mismos.
- c) Dos flagelos ventrales, que aparecen de dos cuerpos colocados en los exostilos opuestos a la terminación posterior paralela, uno del otro.

d) El otro par, está formado por los flagelos caudales, que parten de los gránulos basales, colocados en el extremo posterior del cuerpo.

La reproducción es por división binaria longitudinal y se hace por lo regular dentro del quiste ovoide (Fernández, 1971).

Tritrichomonas muris (Grassi, 1879)

CLASIFICACION TAXONOMICA (Levin, 1980)

Phylum	Sarcomastigophora, Honingberg y Balanth, 1963
Subphylum	Mastigophora, Diesing, 1866
Clase	Zoomastigophora, Calkins, 1909
Superorden	Parabasalidea, Honingberg, 1973
Orden	Trichomonadida, Kirby, 1947
Familia	Trichomonadidae, Kofoid, 1920
Género	<u>Tritrichomonas</u>
Especie	<u>T. muris</u>

Es un flagelado no patógeno común en colon, ciego e intestino delgado de varios roedores, como: ratones caseros (M. musculus), rata noruega (R. norvegicus), rata negra (R. rattus) y otros roedores silvestres también es muy común en roedores de laboratorio (Hegner, 1935). El trofozoito tiene forma de pera y mide de 16 a 26  $\mu$  por 10 a 14  $\mu$ . Tiene 3 flagelos anteriores y una membrana ondulante bordeada por una axonema el cual continúa como un flagelo posterior. En la región anterior está localizado el núcleo que es oval, un citostoma a manera de ojal y dos grupos de blefaroplastos congregados y un cuerpo parabasal en la región anterior.

Los flagelos surgen de lo más anterior de los blefaroplastos y posteriormente se extiende el axostilo el cual se proyecta terminalmente

como un pequeño punto. Las vacuolas alimenticias contienen bacterias y se encuentran en el ectoplasma. La reproducción es por fisión binaria longitudinal o por segmentación múltiple.

La transmisión es por ingestión de trofozoítos o pseudoquistes eliminados en materia fecal. Se ha reportado pseudoquistes principalmente en hamsters, aunque sólo se ha descrito el de T. batrachorum que es inmóvil, éste representa el trofozoíto con sus flagelos intrernalizados y no tiene pared quística. Se ve aumentado notablemente el número de pseudoquistes en madres gestantes y animales lactantes (Mattern and Daniel, 1980).

En infecciones muy abundantes se presenta gran cantidad de leucocitos en el contenido del ciego.

#### SARCODINOS

Género Entamoeba (Casagrandi and Barbagallo, 1895)

#### CLASIFICACION TAXONOMICA (Levin, 1980)

Phylum	Sarcomastigophora, Honingberg y Balanth, 1963
Subphylum	Sarcodina, Schamarda, 1871
Superclase	Rhizopoda, Von Siebold, 1845
Clase	Lobosea, Carpenter, 1861
Subclase	Gymnamoebia, Haeckel, 1862
Orden	Amoebida, Ehrenberg, 1830
Suborden	Tubulina, Bovee y John, 1966
Familia	Endamoebidae, Calkins, 1926
Género	<u>Entamoeba</u> , Casagrandi and Barbagallo, 1895
Especies	<u>E. muris</u> , Grassi, 1879 <u>E. caviae</u> , Chatton, 1918 <u>E. cuniculi</u> , Brug, 1950

Entamoeba muris (Grassi, 1879).

Es común en ciego y colon de ratones (M. musculus), ratas (R. norvegicus y R. rattus), hamsters (M. auratus) y otros roedores silvestres y de

laboratorio en todo el mundo. Hay una gran incidencia en colonias convencionales de roedores de laboratorio. Estructuralmente se parece a Entamoeba coli (Fulton, 1948; Levine, 1973). Los trofozoítos que miden en promedio 30  $\mu$  de diámetro despliegan sus pseudópodos protusibles con una cubierta de ectoplasma y su fina zona granular. A veces parece que los pseudópodos están compuestos solamente de ectoplasma porque el endoplasma que fluye dentro no se alcanza a observar. Los pseudópodos aparecen rápidamente en diversas direcciones y en un momento dado pueden tener más de uno. El ectoplasma es angosto y frecuentemente sólo se hace visible durante la formación de ellos y el endoplasma es granular y contiene muchas vacuolas.

Su alimentación es variada, incluye bacterias, restos de plantas, células degeneradas y probablemente otros protozoarios.

El núcleo es visible en la amiba viva, es esférico. La membrana nuclear es espesa con gránulos periféricos de cromatina. El cariosoma es excéntrico y compacto.

La región entre el cariosoma y esta membrana está ocupado por una red acromática y contiene unos pocos de los gránulos de la cromatina.

Los quistes miden de 15 a 20  $\mu$  de diámetro y maduros presentan ocho núcleos, inmaduros pueden ser de 2 y 4. Cada núcleo tiene la morfología de los trofozoítos.

No todos los autores la consideran patógena y es capaz de eliminarse naturalmente con una dieta alta en proteínas (Hegner, 1937).

Entamoeba caviae (Chatton, 1918.)

Sín. Ameba cobayae, Entamoeba cobayae (Walker, 1908).

Es relativamente común en cobayos de laboratorio de todo el mundo, reportada por Faust, 1950 en México.

Los quistes maduros de Entamoeba caviae se parecen a los de Entamoeba coli del hombre. El trofozoíto mide de 10.5 a 20  $\mu$  de diámetro con un promedio de 14.4  $\mu$ , el núcleo es excéntrico central. El endoplasma y el ectoplasma no están claramente diferenciados (Kudo, 1980; Levine, 1973; Holmes, 1923).

Los quistes rara vez son encontrados, miden de 11 a 17  $\mu$  de diámetro con un promedio de 14  $\mu$ . No se han observado quistes mononucleados, las formas binucleadas tienen una gran vacuola de glicógeno. Existen numerosos cromatoides en forma de varilla en este estado. Los quistes maduros tienen 8 núcleos y el citoplasma a reducido y ocasionalmente se ven remanentes de los cromatoides de 1 a 4 por quiste. El cariosoma puede estar formado por gránulos parcialmente agregados o bien gránulos asociados en forma compacta (Holmes, 1923).

Puede haber enquistamiento dentro del ciego cuando cambian las condiciones de la pared intestinal, como con los lavados de intestino.

Se encuentran agregados cerca de la pared intestinal (ciego) pero algunas están más retiradas (hacia el lumen), las cuales se alimentan de restos de plantas parcialmente digeridas, células y bacterias.

Parece tener gran especificidad hospedatoria. No se ha encontrado efecto patógeno (Carrol, 1950).

Entamoeba cuniculi (Brug, 1918).

Habita en colon y ciego de conejos domésticos. No es patógena. Se parece a E. coli pero algunos autores la consideran como sinónimo de E. muris.

El trofozoíto mide de 10 a 30  $\mu$ . Los quistes son ovalados con 8 núcleos y miden de 7-21  $\mu$  de diámetro (Packes, 1974).



HELMINTOS

CESTODOS

Vampirolepis nana (Siebold, 1852) Spassky, 1954)

Sin. Taenia murina, Dujardin, 1845; Hymenolepis murina, Blanchard, 1891; Hymenolepis fraterna, Still, 1906; Hymenolepis nana, Shorb, 1906.

CLASIFICACION TAXONOMICA Yamaguti, 1959

Phylum	Platyhelminthes, Rudolphi, 1808
Clase	Cestoidea
Subclase	Cestodaria, Monticelli, 1892
Orden	Cyclophyllidae, Ben y Baun, 1900
Familia	Hymenolepididae, Railliet, Henry, 1909
Género	<u>Vampirolepis</u> , Spassky, 1954
Especie	<u>V. nana</u>
Variedad	<u>V. nana fraterna</u> (Shorb; 1933)

Morfológicamente es idéntica a la especie humana, V.nana nana (Von Siebold, 1852). Experimentalmente los roedores, pueden ser infectivos para el hombre y viceversa, pero de acuerdo a algunos trabajos la frecuencia de la infección cruzada es baja, lo cual no apoya la idea de que V. nana y V. nana fraterna sean la misma especie. En el trabajo de Ferreti, se comprobó que la infección de la cepa humana a los roedores inicialmente es baja, pero a medida que ocurren reinfecciones, el huésped sufre un proceso de "aclimatación" al parásito, que le permite establecerse y tener índices de infección similares a los del hombre; con esto establecieron la sinonimia de esta especie (García, 1986).

Dependiendo del criterio de cada autor se pueden considerar o no como sinónimos ya que las características morfológicas y fisiológicas ambas especies son idénticas. En este trabajo se consideran como sinónimos ya

que solamente existe una pequeña diferencia en el ciclo de vida directo y es el sitio exacto donde se desarrolla la larva en el intestino delgado del huésped definitivo, que en roedores es en la primera parte del duodeno y en el humano es posterior al duodeno.

Se han encontrado diferencias entre las formas de ratas y ratones. Las cepas de ratas silvestres son igualmente infectantes para ratas y ratones de laboratorio, pero las cepas de ratón silvestre son más infectantes para ratón que para ratas de laboratorio. Shorb, 1933, sugiere que el ratón es el huésped normal ya que parece que *V. nana* se adapta mejor a él. Sin embargo, Ferreti, dice que se trata solamente de un proceso de aclimatación y que las tres variedades (humano, ratón y rata) son una sola especie (García, 1986).

Este cístodo blanco, mide de 2 a 4 cm de largo y 0.35 a 0.77 cm de ancho. El extremo anterior es puntiforme y está ocupado por el escólex y el extremo posterior es romo.

El escólex es pequeño y globuloso de 320  $\mu$  de diámetro con 4 ventosas redondas y un rostro protráctil armado y romboide con 20 a 23 ganchos en forma de Y de 16 a 18  $\mu$  de largo, dispuestos en una sola corona. El cucillo es largo y ancho.

El estróbilo consta de 100 a 800 segmentos (proglótidos) en forma de trapecio que van aumentando de tamaño conforme se alejan del escólex. Cada segmento contiene un poro genital situado en el borde izquierdo. Los proglótidos maduros miden de 0.6 mm de ancho por 0.2 mm de largo. Los segmentos grávidos contienen de 100 a 200 huevos, el útero ocupa todo el proglótido, la liberación de los segmentos grávidos son la forma de

dispersión de los huevos, pero también pueden desintegrarse totalmente y dejar los huevos en libertad dentro del huésped, que son eliminados por la materia fecal. De todos los huevos producidos sólo el 1% de ellos se desarrollan.

Los huevos son incoloros, oblongos o esféricos con dos membranas, una externa de 40 a 50  $\mu$  y otra interna de 30  $\mu$ , con dos mamelones en los polos de donde parten formaciones filamentosas largas que son características de la especie y son llamados filamentos polares. Las membranas rodean el embrión hexacanto, cuyos ganchos están dispuestos en pares (un par central libre y dos pares laterales unidos por la base).

El ciclo de vida puede ser indirecto o directo (con huésped intermediario o sin él) o puede haber una autoinfección. En el ciclo de vida directo, los huevos embrionados son ingeridos por el huésped definitivo con los alimentos contaminados con materia fecal o bien por los hábitos coprófagos de los roedores y con la ayuda del jugo gástrico y pancreático el embrión hexacanto es puesto en libertad en la luz del intestino delgado, el cual con sus ganchos se abre camino en el espesor de una vellosidad intestinal, generalmente en las primeras del duodeno, se fija y se desarrolla la forma larvada llamada cercocistis de V. nana o cisticercoide, en un plazo de 72 horas (Niño, 1965; Dunn, 1978).

La larva crece hasta que la vellosidad se rompe y la deja en libertad para de inmediato fijarse a las vellosidades por medio de sus ventosas y ganchos rostelares. Por gemación del cuello se desarrolla la cadena de segmentos o estróbilo con lo cual se forma el parásito adulto en un período de 19 días. El adulto sólo vive unas cuantas semanas en el

huésped (Niño, 1965). El ciclo directo induce a un cierto tipo de inmunidad adquirida con la cual se previenen autoinfecciones, ya que el desarrollo del cisticercoide en las vellosidades es capaz de producir respuesta inmune en el huésped. La inmunidad está directamente relacionada con la edad, que se ha comprobado que antes de 4 a 7 meses es nula y los animales seniles también carecen de ella (Shorb, 1933; Hunninen, 1935).

El ciclo indirecto requiere de huéspedes intermediarios insectos tales como coleópteros y sifonápteros. Los huevos embrionados son ingeridos por el artrópodo y el embrión u oncosfera es liberado en el intestino de éste, se abre camino en el interior con sus ganchos y llega al hemocele y enseguida se desarrolla la larva cisticercoide en 20 días.

El cisticercoide es ovalado y en su interior está el escólex con 4 ventosas y un rostro armado con una corona de ganchos y presenta en el lado opuesto un cercómero que contiene a los 6 ganchos caducos del embrión. El huésped definitivo se parasita al ingerir los insectos, en el intestino se desarrolla a partir de las larvas liberadas. Esta vía de transmisión no le confiere resistencia al huésped definitivo y si lo hace es mínima y temporal, por lo que es posible que ocurra una reinfección.

El período prepatente es de 14 a 30 días, pero puede ser de 2 a 56. Shorb, 1933, dice que períodos prepatentes mayores de 12 días se deben a fuertes infecciones. Este período varía, ya que existe una relación entre el número de parásitos y la duración de éste. Asimismo el número de parásitos presentes está relacionado con la longitud de los mismos o sea, entre mayor número de parásitos haya, menor es su tamaño.

Generalmente V. nana no es patógena, cuando hay un gran número de ellos retarda el crecimiento o hay una pérdida de peso del huésped. También puede producir oclusión intestinal y muerte. En casos menos severos causa enteritis catarral con pequeña respuesta inflamatoria, o bien linfadenitis granulomatosa focal. En infecciones crónicas puede producir abscesos (Shaddock and Packes, 1978).

Dado que V. nana puede parasitar al hombre y a los roedores, se le puede considerar como zoonosis que principalmente afecta a personas que están en frecuente contacto con roedores de laboratorio, o bien que existan focos localizados en poblaciones humanas con malos hábitos higiénicos (Niño, 1965; Acha, 1977).

#### NEMATODOS

Género Syphacia (Seurat, 1916)

CLASIFICACION TAXONOMICA (Yamaguti, 1961)

Phylum	Nematoda, Rudolphi, 1808
Clase	Secernentea, Doughter, 1958
Orden	Oxyuridae, Weinland, 1858
Familia	Oxyuridae, Cobbol, 1864
Subfamilia	Syphaciinae, Seurat, 1916
Género	<u>Syphacia</u> , Seurat, 1916
Especies	<u>S. obvelata</u> (Rudolphi, 1802) Seurat, 1916 <u>S. muris</u> (Yamaguti, 1935).

Syphacia obvelata (Rudolphi, 1802) Seurat, 1916.

Sin. Ascaris obvelata.

Este oxiúrido es un parásito cosmopolita de ratones y a veces de

ratas, frecuentemente se encuentran en colon y ciego del huésped y se ha reportado esporádicamente en humanos (Riley, 1920; Raecke, 1950; Taffs, 1976). La infección de S. obvelata frecuentemente ocurre combinada con la de Aspicularis tetraptera, pero es raro observarlas en infecciones simultáneas con Vampirolepis nana (Wescott, 1982).

La hembra mide de 3.4 a 5.8 mm de largo por 240 a 400  $\mu$  de ancho y el macho de 1.1 a 1.5 mm de largo. Ambos sexos tienen una pequeña ala cervical y tres labios anchos, una cavidad bucal simple y un esófago terminado en un prominente bulbo

El macho tiene espículas que miden de 60 a 90  $\mu$  de longitud por 4 de ancho. Tiene tres mamelones o proyecciones cuticulares ventrales.

La vulva de la hembra está cerca del extremo anterior del cuerpo. Los huevos son típicamente aplanados de un lado y puntiagudos en ambos extremos, miden de 118 a 153  $\mu$  por 33 a 35  $\mu$ , contienen un embrión poco diferenciado (Levin, 1968). El ciclo de vida es directo y se completa en 12 a 15 días en huéspedes susceptibles.

Los ratones y las ratas son infectados por ingestión de huevos embrionados desde la región perianal de sus compañeros o por alimentos contaminados. Los huevos eclosionan en el intestino delgado en una hora y las larvas migran al ciego en dos horas, ahí se desarrollan hasta adultos. Los machos están sexualmente maduros a los 4 días y alcanzan su talla máxima a los 5, desaparecen o mueren después de la cópula. Las hembras son fértiles a los 5 días más o menos y a los 9 están grávidas y migran al colon a los 12 a 15 días, e inclusive al recto poniendo los

huevos en la región perianal sacando su extremo posterior fuera del ano del huésped. Stahl, 1961 observó similitud con el ciclo de vida de S. muris en ratas.

Los huevos desarrollan un estado infectante en 6 horas a 37°C después de la ovoposición. Los ratones jóvenes son más susceptibles a la infección, los huéspedes pueden desarrollar una resistencia definitiva con la edad, entre las 4 y 9 semanas de edad. Los ratones entre 3 y 4 semanas de edad son más aptos a infecciones con S. obvelata, en cambio con Aspicularis tetraptera, los primeros ratones infectados son los de 5 a 6 semanas de edad.

S. obvelata no es muy patógena, pero una infección masiva de ellos predisponen a los ratones a la presencia de prolapsos rectales, principalmente cuando son sujetos a stress, viajes o cambios drásticos de dieta. También pueden presentarse en infecciones severas enteritis, intususcepción, impactación fecal, o granuloma hepático y pobre ganancia de peso (Taffs, 1976; Shaduck and Pakes, 1978).

Muchas colonias son infectadas sin presentar ningún signo clínico. La infección de S. obvelata decrece con el incremento de edad. Existen reportes que los ratones atímicos (nu/nu) son más severamente afectados por los oxiúridos.

Syphacia muris (Yamaguti, 1935).

Sin. Enterobius muris.

Es un parásito de ratas y ocasionalmente de ratones. Comúnmente se encuentra en colon y ciego (Ross, 1980). Los adultos de S. muris son

cilíndricos, adelgazados en la región anterior y posterior, la cola terminada en punta. La boca esta rodeada por tres labios distintos.

El macho mide de 1.2 a 1.3 mm de largo por  $100\mu$  de ancho. Tiene tres mamelones, el anterior esta cerca de la mitad del cuerpo. La cola del macho es encorvada ventralmente. Tiene una larga y prominente espícula de  $56\mu$  de largo por  $3\mu$  de ancho y un gubernáculo de  $36\mu$  con punta en el extremo distal.

Las hembras miden de 2.8 a 4.0 mm de largo por 180 a  $250\mu$ m de ancho y presentan una vulva en el cuarto anterior del cuerpo. Los huevos son vermiformes, ligeramente achatados de un lado y miden de 72 a  $82\mu$  en promedio (Hussey, 1957).

El ciclo de vida es directo. Los huevos son depositados por la hembra en la región perianal del huésped o en el colon. Los huevos embrionados son infectivos en pocas horas. La infección en la rata ocurre por tres caminos:

- a) Ingestión directa de los huevos por lamaduras en la región perianal de un animal infectado.
- b) Ingestión de alimento o agua contaminados con huevos embrionados (el período prepatente permanece los 15 días siguientes a la ingestión de los huevos embrionados).
- c) Retroinfección, es cuando los huevos embrionados están en la región perianal, las larvas migran del ano al colon y ciego donde crecen y mudan obteniendo su madurez sexual a los 6 ó 7 días. Después de la cópula el macho muere y sale con las heces. Las hembras grávidas migran al recto a los 20 días y empiezan a



depositar los huevos. S. muris tiene afinidad o semejanza con Enterobius vermicularis del humano por la periodicidad en la producción de los huevos (Vander Gulden, 1967).

Este nemátodo usualmente no produce síntomas clínicos o lesiones macroscópicas. Posiblemente se le puede asociar a la lenta ganancia de peso, diarrea, empacamiento intestinal, intususcepción y prolapso rectal, especialmente cuando los animales están bajo continuo stress, viajes o cambios drásticos de alimentación.

Las infecciones en colonias con este nemátodo son difíciles de erradicar, aunque el parásito no cause daños serios al huésped puede afectar las investigaciones científicas y tener influencia en los resultados experimentales. Después de las infecciones en ratas simples o masivas pueden ser refractorias a reinfecciones, pero otras después de un período de resistencia vuelven a ser susceptibles.

Aspicularis tetraptera (Nitzsch, 1821).

CLASIFICACION TAXONOMICA (Yamaguti, 1916)

Phylum	Nematoda, Rudolphi, 1808
Clase	Secernentea, Dougherty, 1958
Orden	Oxyuridea, Weinland, 1858
Familia	Oxyuridae, Cobbold, 1864
Subfamilia	Aspicularinae, Skrjabin et Shikhobalva, 1950
Género	<u>Aspicularis</u>
Especie	<u>A. tetraptera</u>

Es un parásito cosmopolita de ratones y ocasionalmente de ratas, la infección por este oxidiuro parece ser menos prevalente que S. obvelata y ambos pueden aparecer concurrentemente en el mismo huésped (Wescott, 1982). No se ha reportado en humanos, aunque potencialmente pueden ser infectivos (Stone, 1966).

A. tetraptera es común en animales jóvenes, pero incrementa con la edad. Pero después de las 10 semanas de edad alcanza un equilibrio y ya no hay variación en la susceptibilidad en cuanto a la edad, pero en cuanto al sexo hay una resistencia evidente hasta las 18 semanas. Entonces los ratones machos de la misma edad tienden a ser infectados más seguido y más gravemente parasitados que los ratones hembras ( Mathies, 1959b; Mathies 1954).

Cuando el período de infección es de dos semanas aproximadamente no hay gran diferencia en la susceptibilidad entre hembras y machos, pero las ratonas tienen una pérdida de sus parásitos del 50% en cambio los machos tienen una pérdida del 15% y al cabo de una semana la diferencia es evidente.

Mathies (1959a) sugiere que las hormonas sexuales de las hembras son deletéreas a A. tetraptera y que esas hormonas son la base de resistencia al sexo de los ratones hembras. Pero también muestra que los ratones hembras de más de 10 semanas de edad son tan susceptibles como los ratones machos si el período de la infección es de dos semanas.

Los ratones hembras jóvenes de menos de 10 semanas de edad no están endocrinológicamente maduros por lo que requieren un período largo de infección para que haya una considerable reducción de parásitos.

Este parásito es morfológicamente similar a S. obvelata. Las hembras son más largas que los machos y miden de 3 a 6 mm de largo por 215 a 275 $\mu$  de ancho con una cola cónica de 445 a 605 de largo, la vulva esta cerca del centro del cuerpo. Los machos miden de 2 a 4 mm de largo por 120 a 190  $\mu$  de ancho, con una cola corta cónica de 117 a 169 $\mu$  de largo.

Las espículas y gubernáculo están ausentes, presenta un par de papilas pre-anales. No hay mamelones cuticulares ni ala caudal.

Ambos sexos tienen una ancha ala cervical que termina abruptamente a nivel del bulbo esofágico. Tiene tres labios y cavidad bucal simple, el esófago es más o menos redondeado seguido de un bulbo bien desarrollado.

Los huevos son de forma delgada (elipsoidales) con cubierta delgada. Miden aproximadamente de 70 a 98 por 29 a 50  $\mu$  y están en estado de mórula cuando son puestos por la hembra.

El ciclo de vida es directo, de 23 a 25 días en hospederos susceptibles. Las hembras maduras residen en el intestino grueso donde pueden sobrevivir de 45 a 50 día y se localiza principalmente en el colon terminal. Los huevos son puestos en la noche y propagados por la materia fecal del hospedero. Requieren de una incubación de 6 a 7 días a 24°C para ser infectivos.

Los huevos son muy resistentes a las adversiones del medio tales como: desinfectantes, desecación y frío, pero son susceptibles al calor y sobreviven por semanas fuera del hospedero.

Cuando los huevos infectantes son ingeridos por el huésped susceptible, los huevos eclosionan, la larva se desarrolla en la parte posterior del colon y migra anteriormente, entra a las criptas de Lieberkuhn y permanece ahí de 4 a 5 días. Se mueve al colon proximal a los 7 días, pero nunca entra al ciego y gradualmente migra al colon distal en tres semanas después de la exposición, donde maduran. Ellos permanecen en el lumen del intestino y no invaden la mucosa. El período prepatente es de 33 días en promedio. Los huevos no son puestos en la región perianal como en el

caso de S. obvelata por lo que para su diagnóstico no debe emplearse la técnica del raspado anal y perianal.

Es notable la respuesta del hospedero a A. tetraptera, con la expulsión inmune del parásito y la resistencia a una reinfección. Los machos son más susceptibles que las hembras (Stahl, 1961). La exposición de S. obvelata provee de alguna protección de reinfección con A. tetraptera (Wescott, 1982).

La duración del ciclo de vida es de 10 a 12 días más largo que el de S. obvelata. La infección de A. tetraptera es menos frecuente en animales viejos.

Las infecciones leves o moderadas de A. tetraptera no producen signos clínicos. Las infecciones severas se manifiestan igual que las de S. obvelata principalmente por prolapso rectal, intususcepción, enteritis e impactación fecal.

## 8.0 BIBLIOGRAFIA

1. Acha P. 1977. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales. Publicación Científica No. 354. OPS/OMS.
2. Bermick J W. 1961. The host specificity of Giardia from laboratory strains of Mus musculus and Rattus norvegicus. J Parasitol; 48(2): 287.
3. Caballero E. 1934. Algunos endoparásitos de Rattus norvegicus y de Rattus norvegicus albinus del laboratorio de investigaciones médicas del Hospital General de la ciudad de México. An Inst Biol Mex, UNAM Tomo X.283.
4. Carroll F E. 1950. The intestinal protozoa of guinea pig. An Inst Biol Mex, UNAM; 20: 229-250.
5. Conalty L M. 1967. Husbandry of laboratory animals. In: Academic Press INC, London.
6. Cuba C A. 1982. Enfermedades Infecciosas. Manual de Patología de Animales de Laboratorio. Organización Panamericana de la Salud (OPS) Publ Cient No. 423, p 2-80.
7. De Witt and Weinstein P. 1964. Elimination of intestinal helminths of mice by feeding purified diets. J Parasitol; 50: 429-434.
8. Dunn A. 1978. Helminología Veterinaria. 2a. Ed Editorial Manual el Moderno, S A de C V.
9. Feely E, Erlandsen L. 1981. Isolation and purification of Giardia trophozoites from rat intestine. J Parasitol; 67(1): 59-64.
10. Fernández L S. 1971. Algunos protozoos parásitos intestinales y sanguíneos de conejos y cuyos. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Biología, UNAM. México.
11. Flynn J R. 1973. Parasites of laboratory animals. Iowa State. University Press.
12. Friend D S. 1966. the fine structure of Giardia muris. J Cell Biol; 29: 317-332.
13. Fulton D J and Joyner P L. 1948. Natural amoebic infection in laboratory rodents. Nature; 10(61): 66-68.
14. García P L. 1986. Estudio taxonómico de algunos céstodos de vertebrados en México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Biología, UNAM. México.

15. Hegner R. 1923. The effects of changes in diet on the incidence distribution and numbers of certain intestinal protozoa of rats. Am J Hyg; 3:180-200.
16. Hegner R, Eskridge L. 1935. Susceptibility and resistance of rats to infection with trichomonad flagellates from rats and man. Am J Hyg; 22: 307-321.
17. Hegner R, Eskridge L. 1937. Elimination of Amoeba from rats with a high protein diet. J Parasitol; 23: 105-106.
18. Hoag G W. 1961. Oxyuriasis in laboratory mouse. Colonies. Am Vet Res; 22: 150-153.
19. Holmes F O. 1923. Observation on the cyst of Entamoeba cobayae. J Parasitol; 10: 47-50.
20. Hsu Chao-Kuang. 1979. Parasitic diseases. The laboratory rat. Vol II. Diseases and Biologie. Becker H, Lindsey R and Weisbroth S (ed). Academic Press, New York, p 307-331.
21. Hsu Chao-Kuang. 1982. Protozoa: The mouse in biomedical research. Vol II. Diseases. Foster H, Small D and Fox J. Academic Press, New York, p 359-370.
22. Hunninen A. 1935. Studies on the life history and host-parasites relations of Hymenolepis fraterna (H. nana var fraterna, Stiles) in white mice. Am J Hyg; 22: 414-443.
23. Hussey L K. 1957. Syphacia muris vs S. obvelata in laboratory rats and mice. J Parasitol; 43: 555-559.
24. Kudo R R. 1980. Protozoología. CECSA, México. 353 p.
25. Lane-Patter and Pearson A G. 1971. The laboratory animals. Principles and practices. Academic Press. Inc. London.
26. Levine D. 1968. Nematodes parasites of domestics animals and of man. Burges Publishing Company. Minneapolis.
27. Levine N D. 1973. Protozoan parasites of domestics animals and of man. Burges Publishing Company. Minneapolis.
28. Levine N D, Corliss J Cox F, et al. 1980. A newly revised classification of the protozoan. J Parasitol; 27(1): 37-58.
29. Mathies A W Jr. 1954. The influence of sex on mouse pinworm infection. J Parasitol; 40: 702.

30. Mathies A W Jr. 1959a. Certain aspects of the host-parasites relationship of Aspicularis tetraptera, a mouse pinworm. Host specificity and age resistance. Exp Parasitology; 8: 31-38.
31. Mathies A W Jr. 1959b. Certain aspects of the host-parasite relationship of Aspicularis tetraptera, a mouse pinworm. II. Sex resistance. Exp Parasitology; 8: 39-45.
32. Mattern and Daniel. 1980. Tritrichomonas muris in the hamsters: Pseudocysts an the infection of newborn. J Parasitol; 27(1): 435-439.
33. Mc Nair M, Timmons H. 1977. Effects of Aspicularis tetraptera and Syphacia obvelata on: exploratory behavior of an inbred mouse strain. Lab Anim Sci; 27(1): 38-41.
34. Mitruka B, Medway W. 1976. Frequently occurring diseases of animals under laboratory conditions. Animal of Medical Research. Mitruka B, Rawsley H and Vanderra D (ed). John Wiley and Sons. Inc USA. p 65-144.
35. Myers D D. 1980. Control of microbial parasitic contamination in the production of laboratory rodents. Lab Anim Sci; 30(2): 330.
36. Niño L F. 1965. Parasitología. Zooparásitos y patología de zooparasitosis humanas. 2da Ed Editorial Beta, Buenos Aires.
37. Noble R E, Noble A G. 1965. Parasitología. Biología de los parásitos animales. Ed Interamericana. México.
38. Olsen W C. 1974. Animal parasites. Their life cycles and ecology. Ed 3<sup>o</sup>. University Park Press. Baltimore, Maryland.
39. Olveda R, Andrews S Jr. 1982. Murine giardiasis; localization of trophozoites and small bowel histopathology during the course of infection. Am J Trop Med Hyg; 31(1): 60-66.
40. Owen R L, Nemanici P C, Stevens D P. 1979. Ultrastructure observations on giardiasis in murine model. Gastroenterology; 76: 757-769.
41. Packes S. 1974. Protozoal Diseases. The biology of the laboratory rabbit. Weisbroths, Ronals, Flatt and Kraus (ed). Academic Press, New York. p 263-266.
42. Portilla Gil de P. 1956. Estudio comparativo de diversas técnicas para el examen coproparasitoscópico. Tesis profesional. Facultad de Ciencias Químicas. Q.F.B., UNAM. México.
43. Raeck P MJ. 1950. Studies on the cycle of Syphacia obvelata, a common nematode parasite of rats. Science; 3: 66-67.

44. Riley W A. 1920. A mouse oxiuride Syphacia obvelata as parasite of man. J Parasitol; 6: 89.
45. Ross R Ch, Wagnwe W J, Wightman R S, Dill E S. 1980. Experimental transmtion of Syphacia muris among rats, mice, hamsters and gerbils. Lab Anim Sci; 30(1): 35-37.
46. Sacquet E. 1962. Les infection inapparentes des animaux de laboratoire. In the problemes of laboratory animals diseases. Harris C Editor. A symposium held at liblice and smolenice. Academic Press, New York. 57-71.
47. Salazar S PM, Haro I de. 1980. Manual de técnicas para el diagnóstico de las parasitosis. Ed Francisco Méndez México. 159 p.
48. Schmidt G. 1983. Fundamentos de Parasitología. Compañía Editorial Continental, México.
49. Shadduck and Packess. 1978. Protozoal and metozoal diseases. In: Pathology of Laboratory Animals, Vol II. Benischke, Garner F and Jonas T. Editors. Springer Verlag, New York Inc. 1587-1596.
50. Shorb D A. 1933. Host-parasites relations of Hymenolepis fraterna in the rat and the mouse. Am J Hyg; 18: 74-123.
51. Soulsby H. 1968. Helminths, arthropods and protozoan of domesticated animals (Mönning). 6th Ed Williams and Wilkin, Baltimore.
52. Stahl W. 1961. Influence of age and sex on the susceptibility of albino mice to infection with A. tetraptera. J Parasitol; 47: 939.
53. Stone B W, Manwell D R. 1966. Potential helminth infections in humans from pet or laboratory mice and hamsters. Public Health Resp; 81: 647.
54. Taffs L F. 1976. Pinworm infection in laboratory rodents. Lab Anim Sci; 10: 1-13.
55. UFAW. 1976. Handbook on the care and management of laboratory animals. 5th Ed Churchill Livingstone. Great Britain.
56. Van der Gulden W J. 1967. Diurnal rhytm in egg production by Syphacia muris. Exp Parasitology; 21: 344-347.
57. Velasquillo M C. 1985. Estudio parasitológico de los roedores del bioterio de la Facultad de Ciencias, UNAM. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Biología, UNAM. México.
58. Vetterling J. 1976. Protozoan parasites. Biology of the guinea pig. Wagner J (ed). Academic Press, New York. 197-200.



59. Wenrich D H. 1949. Protozoan parasites of the rat. The rat in laboratory investigation. Farris E and Griffith J (ed) 2nd Ed Hafner Press, New York. 486-501.
60. Wescott R B. 1982. Helminths. The mouse in biomedical research. Vol II. Diseases. Foster L H, Small J D and Fox J A. Academic Press. New York.
61. Yamaguti S. 1959. System Helminthum. Vol II. The cestodes of vertebrates. Interscience Publishers. INC, New York.
62. Yamaguti S. 1961. System Helminthum. Vol III. The nematodes of vertebrates. Part I. Interscience Publishers. INC, New York.

## 9.0 AGRADECIMIENTOS

Al personal del Bioterio de la Facultad de Medicina de la UNAM, por las facilidades brindadas para la elaboración de este trabajo, de manera especial al M.V.Z. Enrique Pinzón Estrada, al M.V.Z. Francisco García y al M.V.Z. Felipe Gratacós por su gran ayuda.

A la M. en C. Irene de Haro Arteaga, por su gran ayuda y orientación en este trabajo.

Al Dr. René Cárdenas V., por su asesoramiento y corrección del trabajo.

Al Dr. Jorge Tay Zavala, por facilitarme las instalaciones del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina de la UNAM, para el procesamiento de las muestras y por las fotografías tomadas

Al Biól. Juan Morales Malacara del Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias de la UNAM, por su ayuda en la identificación de piojos y ácaros.

A las técnicas Sra. Aurora Rivero y Rufina Alvarez, por la ayuda prestada en la preparación del material.

Al Dr. Ciro Lomeli del Bioterio del Instituto de Investigaciones Biomédicas de la UNAM, por facilitarme valiosa información.

Al Sr. Enrique Barahona, por la elaboración de las gráficas y a la Sra. Rocío Heredia por el trabajo mecanográfico.

Al M.V.Z. Juan José Enríquez, al Biól. David Osorio y al M.V.Z. Mario Soriano por la revisión de este trabajo.