

0034/3  
6.



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS  
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

SUSCEPTIBILIDAD DE DOS ESPECIES DE  
LYMNEIDOS ( MOLLUSCA: GASTROPODA ) A LA  
INFECCION POR *Cotylophoron cotylophorum*, DE  
VERACRUZ, MEXICO.

## T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS  
BIOLOGIA ANIMAL

P R E S E N T A :

SILVIA ELENA | CORTES HERNANDEZ

MEXICO, D. F.

2001



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 esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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

**UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE MÉXICO**

---

**FACULTAD DE CIENCIAS**

**DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO**

**SUSCEPTIBILIDAD DE DOS ESPECIES DE  
LYMNEIDOS (MOLLUSCA: GASTROPODA) A LA  
INFECCIÓN POR *Cotylophoron cotylophorum*, DE  
VERACRUZ, MÉXICO.**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE**

**MAESTRO EN CIENCIAS  
BIOLOGÍA ANIMAL**

**P R E S E N T A**

**Silvia Elena Cortés Hernández**

**DIRECTOR DE LA TESIS Dr. ALEJANDRO CRUZ-REYES**

*Con mucho cariño para mi gran familia*

*Miguel Ángel; Edgar Aristóteles;*

*Aarón Israel y especialmente a mi esposo*

*José Luis, por su comprensión y apoyo incondicional*

Agradezco al Dr. Alejandro Cruz-Reyes por todo lo que me aconsejó, a mis sinodales que revisaron las tesis: Dr. Rafael Lamothe Argümedo, Dra. Edna Naranjo García, Dra. Virginia León Regnon, M. En C. David Osorio Sarabia, Dr. Guillermo Salgado Maldonado, todos ellos investigadores del Instituto de Biología de la UNAM; al Profesor Emerito de la Facultad de Veterinaria de la UNAM Med..Vet. Héctor Quiroz Romero; al laboratorio de Helmintología y a la Biblioteca del Instituto de Biología de la UNAM; al Frigorífico Carnes Supremas del Golfo de San Rafael por permitirme realizar las colectas de paramfistómidos; al M. V. Z. Santos Vázquez por haberme iniciado en el tema de los paramfistómidos y por todos sus consejos; a la Universidad Autónoma Chapingo y en especial al Área de Biología y al Laboratorio de Micro y Mesofauna que fue el sitio donde se llevó a cabo esta tesis. Agradezco también al Ing. Mateo Vargas por su asesoría para el análisis estadístico de los datos del cultivo de caracoles y al Ing. Santizo por sus consejos para la interpretación de estos datos estadísticos.

## CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN	19
	A- GENERALIDADES	19
	B- EL PARÁSITO	26
	1) Clasificación	26
	2) Morfología	32
	3) Distribución Geográfica	36
	4) Enfermedad que provoca	37
	a) Sintomatología	38
	b) Patogénesis	39
	c) Diagnóstico	42
	d) Tratamiento	43
	C. EL HUÉSPED INTERMEDIARIO	44
	1) Clasificación	44
	2) Morfología	45
	3) Relación huésped - parásito	50
	4) Susceptibilidad	52
	5) Cuadro de caracoles Lymneidos de Norte América	54
	6) Antecedentes del cultivo de caracoles	55
II.	OBJETIVOS	57

III. MATERIALES Y MÉTODOS	59
A. EL PARÁSITO	59
1) Recolecta	59
2) Incubación de los huevos	60
B. LOS CARACOLES	65
1) Área de estudio y colecta	65
2) Cultivo de caracoles	67
a. <i>Fossaria (Bakerilymnaea) cubensis</i>	67
a.1. Parámetros de crecimiento	68
a.2. Cultivo del alga	71
b. <i>Pseudosuccinea columella</i>	73
C. INFECCIONES EXPERIMENTALES	76
IV. RESULTADOS	82
A. IDENTIFICACIÓN DE CARACOLES	82
1. <i>Fossaria (Bakerilymnaea) cubensis</i>	82
2. <i>Pseudosuccinea columella</i>	83
B. CULTIVO DE CARACOLES	85
1. <i>Fossaria (Bakerilymnaea) cubensis</i>	85
a. Sobrevivencia	85
b. Crecimiento	91
c. Masas ovíferas, número de huevos, número de huevos fértiles, natalidad	93
2. <i>Pseudosuccinea columella</i>	98

C.	IDENTIFICACIÓN DEL PARÁSITO ADULTO	99
1.	Descripción morfológica de <i>Cotylophoron</i> <i>cotylophorum</i> en este estudio	99
D.	SUSCEPTIBILIDAD DE LOS CARACOLES A LA INFECCIÓN CON <i>Cotylophoron cotylophorum</i>	104
V.	DISCUSIÓN	119
A.	IDENTIFICACIÓN DE LOS CARACOLES	120
B.	CULTIVO DE CARACOLES	120
1.	<i>Fossaria (Bakerilymnaea) cubensis</i>	120
a.	Sobrevivencia	121
b.	Crecimiento	121
c.	Masas ovíferas, número de huevos, número de huevos fértiles, natalidad.	122
2.	<i>Pseudosuccinea columella</i>	123
C.	IDENTIFICACIÓN DEL PARÁSITO ADULTO	123
D.	SUSCEPTIBILIDAD DE LOS CARACOLES A LA INFECCIÓN CON <i>Cotylophoron cotylophorum</i>	127
VI.	CONCLUSIONES	135
VII.	BIBLIOGRAFÍA	137
VIII.	APÉNDICE	150

**Lista de figuras:**

Fig. 1. Esquema general de la faringe vista en sección media sagital.

Fig. 2. Esquema que representa el tipo general de genitalia terminal vista en sección media sagital.

Fig. 3. Esquema que representa el acetábulo en general visto en sección media sagital.

Fig. 4. Esquema de *Cotylophoron cotylophorum*.

Fig. 5. Esquema del ciclo de vida de *Cotylophoron cotylophorum*.

Fig. 6. Esquema del aparato reproductor de lymneidos en general.

Fig. 7. Esquema de la Morfología *Fossaria* (B.) *cubensis* y Fotomicrografías de la rádula.

Fig. 8. Esquema de la morfología de *Pseudosuccinea columella*.

Fig. 9. Fotografía del Rumen con paramfistómidos.

Fig. 10. Fotografía de materiales de laboratorio para extracción de huevos de los paramfistómidos.

Fig. 11. Fotografía de incubadora con recipientes oscuros.

Fig. 12. Fotomicrografías de huevo de *Cotylophoron cotylophorum*.

Fig. 13. Fotomicrografías de huevo con miracidio de *Cotylophoron cotylophorum*.

Fig. 14, 15, 16 y 17. Fotomicrografías de eclosión de los miracidios.

Fig. 18. Esquema de localización Zona de colecta de *F. (B.) cubensis* San Rafael.

Fig. 19. Esquema de la altura y morfología externa de la concha.

Fig. 20. Fotografía de masas ovíferas de *Fossaria (B.) cubensis*.

Fig. 21. Fotografía de *Fossaria (B.) cubensis* recién nacidas en caja de Petri.

Fig. 22. Fotografía del cultivo del alga *Oscillatoria* spp en charolas.

Fig. 23. Fotografía del cultivo masivo de *Pseudosuccinea columella* en acuarios.

Fig. 24. Fotografía de recipientes de contacto caracol miracidio.

Fig. 25. Fotografía del cultivo de *P. columella*, postcontacto con los miracidios.

Fig. 26. Fotografía del cultivo *F. (B.) cubensis* postcontacto con los miracidios.

Fig. 27. Esquema de *Cotylophoron cotylophorum* vista total (originales de este estudio).

Fig. 28. Esquema de *Cotylophoron cotylophorum* corte sagital (originales de este estudio).

Fig. 29 y 30. Fotomicrografías de miracidio penetrando al caracol.

Fig. 31. Fotomicrografías de redia extraída de la disección de caracoles *Fossaria (B.) cubensis*.

Fig. 32. Fotomicrografías de cercarias extraídas de la disección de caracoles *Fossaria (B.) cubensis*.

Fig. 33. Fotomicrografías de redias en corte histológico de caracoles *Fossaria (B.) cubensis*, 36 días postcontacto con los miracidios (10 X).

Fig. 34. Fotomicrografías de redias observadas en el corte histológico de caracoles *Fossaria (B.) cubensis* 64 días postcontacto con los miracidios.

Fig. 35. Fotomicrografías de corte histológico de *Fossaria (B.) cubensis*, 94 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan redias y cercarias (4X).

Fig. 36. Fotomicrografías de corte histológico de *Fossaria (B.) cubensis*, 94 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan redias y cercarias (10X).

Fig. 37. Fotomicrografías de corte histológico de *Fossaria (B.) cubensis*, 84 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan cercarias en diferentes etapas de desarrollo (4X).

Fig. 38. Fotomicrografías de corte histológico de *Fossaria (B.) cubensis*, 84 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan cercarias en diferentes etapas de desarrollo (10X).

Fig. 39. Fotomicrografías de corte histológico de *P. columella*, 42 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan cercarias en diferentes estados de desarrollo, (4X).

Fig. 40. Fotomicrografías de corte histológico de *P. columella*, 42 días postcontacto con los miracidios, en el que se observan cercarias en diferentes estados de desarrollo (10 x).

Fig. 41. Fotomicrografías de corte histológico de *P. columella*, 78 días postcontacto con los miracidios en el que se observan cercarias, (4X).

**Lista de tablas:**

Tabla 1. Supervivencia de caracoles *Fossaria (B.) cubensis* por semana y dietas.

Tabla 2. Resultado de análisis de varianza para las variables supervivencia, crecimiento, número de huevos, número de huevos fértiles y natalidad de *Fossaria(B.) cubensis*.

Tabla 3. Prueba de Tukey. Supervivencia de *Fossaria(B.) cubensis*.

Tabla 4. Crecimiento en mm (promedio) de caracoles *Fossaria(B.) cubensis* por dieta y semana.

Tabla 5. Prueba de Tukey. Crecimiento de *Fossaria(B.) cubensis*.

Tabla 6. Dieta 1. M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad de *Fossaria(B.) cubensis*.

Tabla 7. Dieta 2; M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad de *Fossaria(B.) cubensis*.

Tabla 8. Dieta 3. M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad de *Fossaria (B.) cubensis*.

Tabla 9. Cantidad de M.O. masas ovígeras; N.H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad, totales por dieta de *Fossaria (B.) cubensis*.

Tabla 10. Prueba de Tukey. Para N.H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad, totales por dieta de *Fossaria (B.) cubensis*.

Tabla 11. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Fossaria (B.) cubensis* con 5 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver.

Tabla 12. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Fossaria (B.) cubensis* con 3 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver.

Tabla 13. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con 3 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver.

Tabla 14. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con 5 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver.

Tabla 15. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con miracidios (expuestos en forma masiva) de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver.

Tabla 16. Características y medidas específicas encontradas por Eduardo (1985) y las encontradas en la especie de esta investigación.

Tabla 17. Comparación entre *Paramphistomum cervi* y *Cotylophoron cotylophorum*.

**Lista de Gráficas :**

1. Sobrevivencia de *Fossaria(B.) cubensis* por dietas.
2. Crecimiento de *Fossaria(B.) cubensis* por dietas.
3. Cantidad de M.O. masas ovíferas; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad, totales por dieta *Fossaria(B.) cubensis* por dieta.

## RESUMEN

La paramfistomiasis es una parasitosis producida por tremátodos de la familia Parmphistomidae, que afecta principalmente a rumiantes. En México no se le ha dado la importancia debida, se desconocen los hospederos intermediarios naturales de *Cotylophoron cotylophorum*, la taxonomía de este parásito no ha sido bien estudiada, y los estudios de susceptibilidad son escasos, por lo que el objetivo principal fue determinar bajo condiciones de laboratorio la susceptibilidad de los moluscos hospederos intermediarios potenciales *Pseudosuccinea columella* y *Fossaria (Bakerilymnaea) cubensis* a la infección por *C. cotylophorum* y establecer una técnica para el cultivo en agua de *F. (B.) cubensis* en condiciones de laboratorio, medida a través de los parámetros de sobrevivencia, natalidad, cantidad de masas ovígeras y número de huevos fértiles. En la parte correspondiente al cultivo de *F. (B.) cubensis* se evaluaron tres dietas, los caracoles se mantuvieron siempre en agua de manantial, en cajas de Petri de 100 x 20 mm. Dieta 1, alga *Oscillatoria* spp. Dieta 2, Tetramín-®. Dieta 3, combinado de alga *Oscillatoria* spp y Tetramín-®. Para cada dieta se utilizaron 150 caracoles en grupos de 10, desde recién eclosionados hasta 20 semanas (5 meses), el alimento se ofreció *ad libitum*. Los

datos se analizaron mediante la prueba de análisis de varianza y la prueba de separación de medias de Tukey. Para el experimento de susceptibilidad los paramfistómidos adultos fueron recolectados del rumen de bovinos en un frigorífico privado y de ellos se obtuvieron los huevos para incubarlos. Se expusieron 138 individuos de *F. (B.) cubensis* con dosis de 5 miracidios por caracol, 117 con dosis de 3 miracidios y en el caso de *P. columella* 54 individuos con dosis de 3 miracidios por caracol, 76 con 5 miracidios y 44 con miracidios en forma masiva. El promedio de la altura de la concha (edad) de los caracoles expuestos fue de 2 a 3 mm para *F. (B.) cubensis*, y de 3 a 4 mm para *P. columella*.

Hubo una mayor sobrevivencia con la dieta 1 (alga), que con la dos (Tetramín-®) y la tres (combinado)  $P < 0.05$ . El crecimiento es similar en las primeras 4 semanas con cualquier dieta y a partir de la 5<sup>a</sup> a las 20<sup>a</sup> semanas, crecieron mas con la dieta 2 (Tetramín-®)  $P < 0.05$ . La madurez sexual se logró en menor tiempo con la dieta 2 (Tetramín-®). Con respecto a la natalidad, número de huevos y número de huevos fértiles, no existieron diferencias significativas. Por lo tanto se concluye que para obtener mayor sobrevivencia se debe utilizar la dieta 1 (alga) y para crecimiento la dieta 2 (Tetramín-

©). Es la primera ocasión que se registra el uso comparativo de tres dietas en agua para el cultivo de lymneidos en condiciones experimentales.

La especie mas susceptible a *C. cotylophorum* fue *F. (B.) cubensis*, presentó 42.02%, con una dosis de 5 miracidios, con 3 presentó 11%. *P. columella* resultó ser 7.4% susceptible con una dosis de 3 miracidios, 0% con 5 miracidios y 25% con dosis en forma masiva. La especie que en promedio produjo mas cercarias fue *F. (B.) cubensis* con 461 por caracol expuesto con 5 miracidios. El periodo prepatente fue de 70 a 77 días para *P. columella* y de 51 a 96 para *F. (B.) cubensis*. Es la primera vez que se realizan estudios de susceptibilidad en estas dos especies de caracoles a la infección por *C. cotylophorum*. Es también la primera ocasión que se realiza un estudio morfológico de este parásito en México.

# I. INTRODUCCIÓN

## A.- GENERALIDADES

De las asociaciones biológicas que existen entre los seres vivos la parasitaria es de las más exitosas. En este trabajo se abordó el caso de los tremátodos y con mayor amplitud el de los paramfistómidos. La familia Paramphistomidae está constituida por especies que parasitan a casi todos los grupos de vertebrados, Yamaguti (1971) menciona 33 especies registradas para anfibios, dos para aves, 36 para reptiles y 50 para mamíferos rumiantes tanto silvestres como domésticos, también se han registrado en primates no humanos y humanos, (Malek, 1980).

Estos causan una enfermedad conocida como paramfistomiasis, así como enzootias en rumiantes domésticos, como ha sido revisado por Horak 1971 In: Eduardo 1982a) y (Eduardo 1983, 1984, 1985, 1985 a, 1985 b; Quiroz, 1989; Wiesner, 1969; Borchert, 1964; Lapage, 1971).

Los paramfistómidos de rumiantes en regiones de Norte América utilizan como hospederos intermediarios a caracoles lymneidos, pero en otras partes del mundo

utilizan planorbidos (Malek, 1980; Horak, 1971 en Eduardo, 1982)

Los paramfistómidos son especies con individuos gruesos, a diferencia de la mayoría de platelmintos que son aplanados, pueden medir hasta 20 mm de longitud por 15 mm de anchura (Malek, 1980)

En el ciclo biológico de los paramfistómidos de rumiantes intervienen dos hospederos: el definitivo, que en el caso *Cotylophoron cotylophorum* es el ganado bovino y el intermediario, que corresponde a caracoles pulmonados de agua dulce que habitan generalmente en abrevaderos, zanjas, márgenes de ríos y lagunas pequeñas. Los huevos de los individuos de *C. cotylophorum* son eliminados del hospedero definitivo con las heces, incuban un mes a temperatura ambiente; eclosionan miracidios que penetran al hospedero intermediario dentro de los primeros 15 minutos de contacto con el caracol. Se adhieren rápidamente a la zona de la cabeza o del manto, a los 15 días de la penetración se localizan dentro del caracol pequeños esporocistos conteniendo redias en desarrollo, las redias se encuentran en el tejido del hepatopancreas. Entre 30 y 45 días pospenetración del miracidio se observan gran cantidad de redias y cercarias en desarrollo; las cercarias salen del caracol 32 días

posexposición, las cercarias nadan activamente y se enquistan en plantas acuáticas; (Fig. 5). (Krull, 1934).

Esta parasitosis se manifiesta en el ganado bovino clínicamente por un síndrome de mala digestión y desnutrición. En animales severamente infectados llega a causar mortandad elevada. Blood et al. (1969) señalan devastación de hasta 96% en bovinos, cuando han sido afectados masivamente. Olsen (1949) in: Lapage (1971) registra paramfistomiasis aguda que mató del 30 al 40 % del ganado vacuno y el 90% del ovino. Córdoba et al., (1988)\* indican que los paramfistómidos fueron causa de muerte en ganado vacuno en Veracruz, México.

Algunos autores como Malek (1980), Lapage (1971), Borchert (1964) coinciden en señalar que los gusanos inmaduros son causa de enfermedad seria cuando están inmóviles en el intestino, antes de la migración al estómago. La metacercaria se libera en el duodeno y se fija en la submucosa del intestino delgado y grueso, sin provocar trastornos en caso de infecciones poco intensas, después de seis a ocho semanas migran hacia adelante al

---

\* Córdoba, L. D., Quiroz, R. H., Correa, G. P., Anaya, E. A. M. 1988. Casos de diarrea con mortalidad en vacas de Mexico relacionadas con trematodos de la familia Paramphistomidae. Memorias XIV Congreso Nacional de Buiatría Querétaro 170. 113.

rumen y maduran sexualmente en tres a cuatro semanas. El periodo prepatente es de dos a tres meses.

Los registros de paramfistómidos en México proceden de comunicaciones en congresos, no existen publicaciones científicas formales. Los que han sido registrados son: *Cotylophoron cotylophorum*, *Paramphistomum cervi* *Paramphistomum microbothrium*, *Paramphistomum calicophorum*; se encuentran distribuidos en Veracruz, Tabasco y Chiapas (Quiroz et al., 1972; Quiroz y Ochoa, 1972; Oreamuno, 1978\*; Arizmendi, 1981\*\*; Trejo et al., 1982\*\*\*; De la O y Acevedo, 1982\*\*\*\*; Cortés y Vázquez, 1996; Nieto et al., 1985\*\*\*\*\*). *Limnaea columella* y *Helisoma tenuis* fueron señaladas por Trejo et al., (1982)\*\*\*\*\* como susceptibles de *Cotylophoron* spp en

---

\* Oreamuno, T. 1978. Frecuencia de *Paramphistomum* spp en Bovinos sacrificados en diferentes rastros del Estado de México. Mex. Tesis, Lic. FMVZ UNAM

\*\* Arizmendi, V. 1981. Evaluación e identificación de la Paramphistomiasis bovina en el sur del Estado de Veracruz México. Tesis Lic. Fac. MVZ UNAM.

\*\*\* Trejo, L. García, V. Z., Casas, J. L., Pérez, S. P. 1982. Identificación de *Cotylophoron* spp en bovinosen el sur del Estado de Veracruz. Resúmenes de la tercera reunión anual de Parasitología Veterinaria. 41-43.

\*\*\*\* De la O, C. R. y Acevedo, H. A. 1982. Comunicación preliminar de la frecuencia e identificación de paramfistómidos de bovinos. III reunión anual de Parasitología Veterinaria. 44-45.

\*\*\*\*\* Nieto, C. J., Trejo, C. L., Jaime, N. J. 1985. Comparación de la susceptibilidad a infección con *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum calicophorum* en cuatro especies de lymneidos del Estado de Morelos. VI Reunión Anual de Parasitología Veterinaria.45

\*\*\*\*\* Trejo, L., García, V. Z., Casas, J. L. y Perez, S. P. 1982. Identificación de *Cotylophoron* spp en bovinos en el sur del Estado de Veracruz. Resúmenes de la Tercera Reunion Anual de Parasitología Veterinaria. 41 -43.

el sur de Veracruz, Trejo et al., (1985)\* señalan que para la zona norte del Estado de Veracruz, los municipios con paramfistomiasis fueron cuatro con la siguiente prevalencia: Tuxpan 38%; Tihuatlán 25%; Martínez de la Torre 61.2%; Nautla 65%. Asimismo identificaron a *L. cubensis* y *L. humilis* como los hospederos intermediarios con 86% y 30% de susceptibilidad respectivamente, también Trejo et al., (1983)\*\*, mencionan que *L. bulimoides*, *L. cubensis* y *L. humilis* en estudios experimentales presentaron la infección por dos semanas a *Cotylophoron* produciendo solamente redias de primera generación y que *L. obrusa* liberó cercarias a los 45 días poscontacto. Nieto et al. (1985) indican que *L. cubensis*, *L. humilis* y *L. palustris*, procedentes del Estado de Morelos en infecciones experimentales con *Paramphistomum calicophorum*, presentaron una susceptibilidad de 38% la primera y 100% las dos últimas especies de caracol; además *L. columella* no fue susceptible a la infección. Vázquez (1987)\*\*\* menciona que los caracoles del género *Fossaria*, colectados en el municipio de Texcoco, Estado de México, se comportan como hospederos intermediarios de

---

\* Trejo, C. L., Casilco, M. J. y Mariaca, E. A. 1985. Prevalencia de fasciolosis y paramfistomiasis e identificación de los hospederos intermediarios en la zona norte de Veracruz. VI Reunión de Parasitología Veterinaria. 42

\*\* Trejo, C. L., Perez, S. P. y Garcia, V. C. 1983. Identificación de caracoles del género *Lymnaea* como vectores de paramfistomidos en México. IV Reunión Anual de Parasitología Veterinaria.

\*\*\* Vázquez, C. S. 1987. Estudio de Infecciones experimentales en caracoles lymneidos con miracidios *Paramphistomum* spp. Resúmenes del IX Congreso Nacional de Zoología. Villahermosa, Tabasco

*Paramphistomum* spp en condiciones experimentales. En tanto que *L. cubensis*, *L. humilis*, y *L. palustris* pueden actuar como hospederos intermediarios de *Paramphistomum cervi* en condiciones experimentales en México (Castro-Trejo et al., 1990).

De tal modo que no se conocen los hospederos intermediarios naturales en México de *Cotylophoron cotylophorum* y además no se han hecho estudios experimentales en los probables hospederos intermediarios como lo son *Fossaria (B.) cubensis* y *Pseudosuccinea columella*. Es importante conocer cuales especies de caracoles son susceptibles ya que se sabe que el ganado bovino de zonas tropicales húmedas esta infectado simultáneamente por *C. cotylophorum* y por *Fasciola hepatica* y que los hospederos intermediarios de estos tremátodos son los mismos.

La paramfistomiasis está ampliamente distribuida en el mundo, especialmente en los trópicos y subtrópicos. Se ha encontrado a *Paramphistomum cervi* en Alemania, la Ex-Unión Soviética, Bulgaria, Polonia, Francia, Italia; *Paramphistomum microbothrium* se ha registrado en Yugoslavia, Bulgaria, Hungría, Irán e Israel; *P. cervi*, *P. explanatum*, *Gastrothylax crumenifer*, *Cotylophoron*

*cotylophorum*, *Fischoederius elongatus*, *F. cobboldi* y *Gigantocotyle* sp en la India. (Malek, 1980; Hanna et al., 1988) (Para detalles de la distribución geográfica ver apéndice.

La epidemiología de la paramfistomiasis no ha sido suficientemente estudiada en muchas partes del mundo incluyendo México. Varios factores epidemiológicos de esta enfermedad han sido identificados a través de estudios limitados de laboratorio en borregos y bovinos como en epidemias naturales. Algunos de estos factores dependen de la forma de pacer del ganado, del potencial biológico del caracol, que es el hospedero intermediario, y del potencial de los paramfistómidos para infectar al hospedero definitivo (Rolfe et al., 1991).

## B.- EL PARÁSITO

### 1) Clasificación

De acuerdo con Yamaguti (1971)

Phylum : **PLATHYHELMINTHES** Gengenbaur, 1859

Clase: **Trematoda** Rudoplphi, 1808

Subclase: **Digenea** Van Beneden, 1858

Super orden: **Anepitheliocystidia** La Rue, 1957

Orden: **Equinostomida** La Rue, 1957

Suborden : **Paramphistomata** Szidat, 1936

Superfamilia: **Paramphistomoidea** Stiles et Goldberger, 1910

Familia : **Paramphistomidae** Fischoeder, 1901

Subfamilia **Paramphistominae** Fischoeder, 1901

Género: *Cotylophoron* (Stiles et Goldberger, 1910)

*Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901)

Stiles et Goldberger, 1910

Näsmark (1937) clasificó a los paramfistómidos, basándose en características histológicas del acetábulo, faringe y genitalia terminal vistos en sección sagital, así como también el diámetro del acetábulo y la longitud de la faringe con relación a la longitud del cuerpo, dicho autor consideró esas características como un rasgo importante a nivel de género, (Fig. 1 y 3) estableció los diferentes tipos de faringe y de acetábulo basándose en el arreglo y desarrollo de la musculatura.

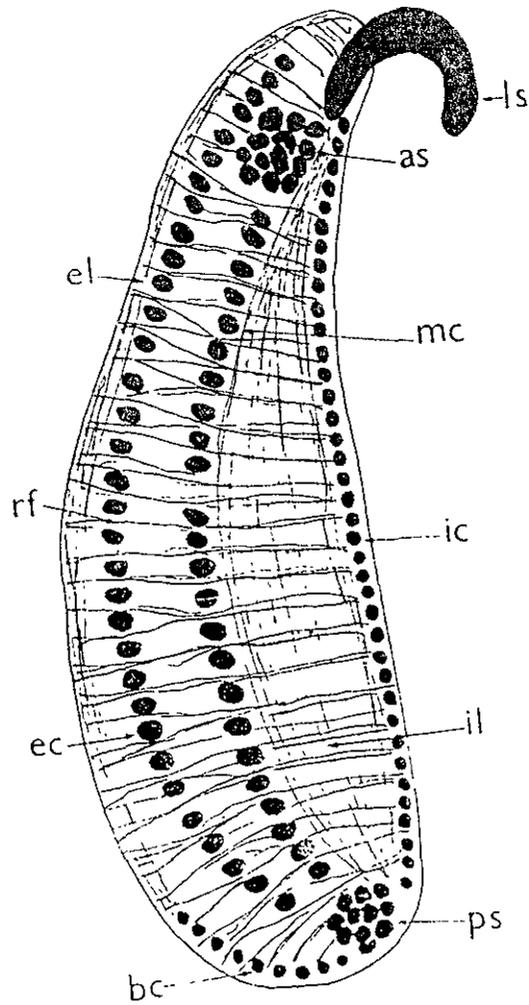
El acetábulo y la faringe son órganos musculares y la rigidez de éstos hace que sean estructuras estables menos expuestas a la deformación del cuerpo como resultado de la contracción y relajación de los ejemplares durante la fijación.

Genitalia terminal: Näsmark (1937) determinó diferentes tipos apoyándose en el desarrollo de la musculatura observada entre las diferentes especies (Fig. 2).

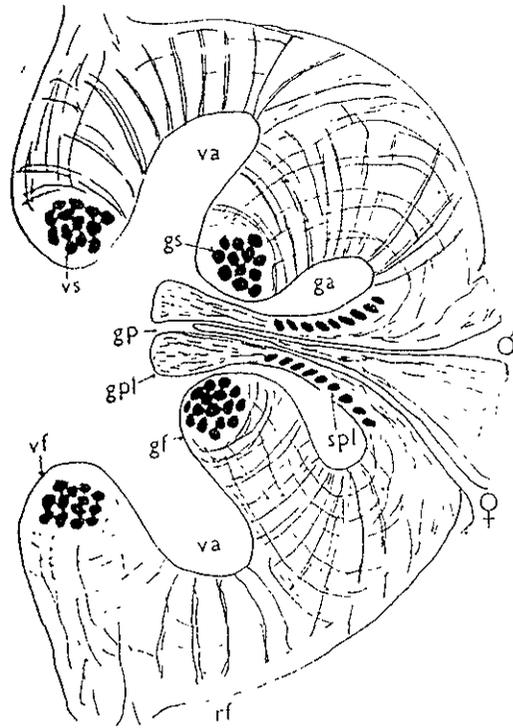
El acetábulo: los tipos de acetábulos establecidos por Näsmark (1937) están determinados de acuerdo con los diferentes arreglos de la musculatura, particularmente las series de unidades de músculos circulares vistas en sección media sagital. Este autor mencionó cuatro series de unidades musculares circulares, dos en la mitad dorsal, -dorsal exterior y dorsal interior- y dos en la mitad ventral -ventral exterior y ventral interior-. Eduardo (1982a) además menciona la serie de músculos circular media exterior (Fig. 3).

Tomando en cuenta los mismos criterios establecidos por Näsmark (1937), Eduardo (1982a) amplió, actualizó y redescribió las especies de paramfistómidos que se

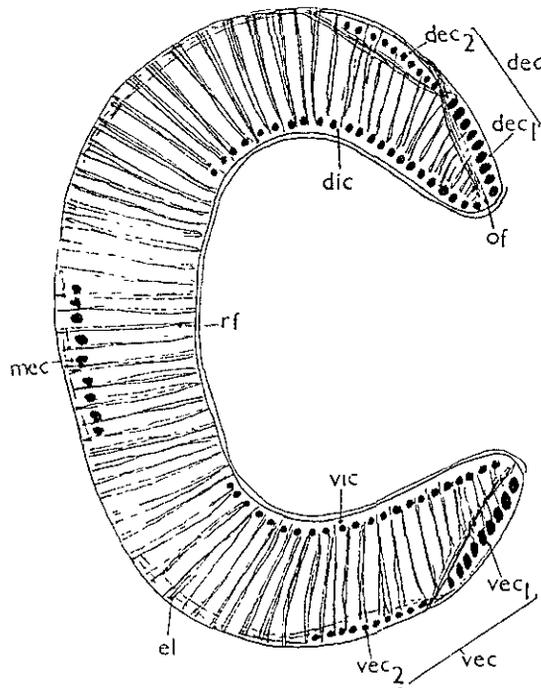
presentan en rumiantes, trabajo que sirvió como base para la identificación de la especie estudiada en este trabajo (ver identificación del parásito en el capítulo IV).



**Fig. 1.** Esquema general de la faringe vista en sección media sagital; ls) esfínter del labio; as) esfínter anterior; mc) unidades musculares media y circular; ic) unidades musculares circular interior; il) fibras interior y longitudinal; ps) esfínter posterior; bc) unidades basal y circular; ec) unidades exterior y circular; rf) fibras radiales; el) fibras exterior y longitudinal (Tomada de Eduardo, 1982 a).



**Fig. 2.** Esquema que representa el tipo general de genitalia terminal vista en sección media sagital; vs) esfinter ventral; va) atrio ventral; ga) atrio genital; gp) Poro genital; gp). papila genital; spl) esfinter de la papila; gf) pliegue genital; vf) pliegue ventral (Tomada de Eduardo, 1987 a).



**Fig. 3.** Esquema que representa el acetábulo en general, visto en sección media sagital. of) fibras musculares oblicuas; dec) series de fibras musculares dorsal exterior circular; dec1) series de fibras musculares dorsal exterior circular uno; dec2) series de fibras musculares dorsal exterior circular dos; dic) series de fibras musculares dorsal interior circular; rf) fibras radiales; mec) serie muscular media circular; vic) series de fibras musculares ventral interior circular; vec) series de fibras musculares ventral exterior circular; vec1) series de fibras musculares ventral exterior circular uno; vec2) series de fibras musculares ventral exterior circular dos; el) fibras musculares exterior longitudinal (Tomada de Eduardo, 1982 a).

## 2) Morfología

Su cuerpo es grueso y conoide. El acetábulo está situado cerca del extremo posterior y puede estar muy desarrollado; sin bolsa ventral; ventosa oral terminal anterior, con o sin divertículos posteriores; el esófago puede o no estar provisto de bulbo muscular posterior; ciegos intestinales simples; testículos dobles en el tercio medio del cuerpo, generalmente lobulados, en posición anterior al ovario; vesícula seminal usualmente presente; la pars muscular puede estar diferenciada; bolsa del cirro ausente o presente; el poro genital se abre ventralmente en la línea media del tercio anterior, con o sin ventosa genital; canal de Laurer presente; vitelaria asimosas o foliculares, laterales; útero sinuoso intercecal; huevos sin filamento; cercaria oculada, pigmentada, cola simple, amfistomatosa (Yamaguti, 1971). (Fig. 4).

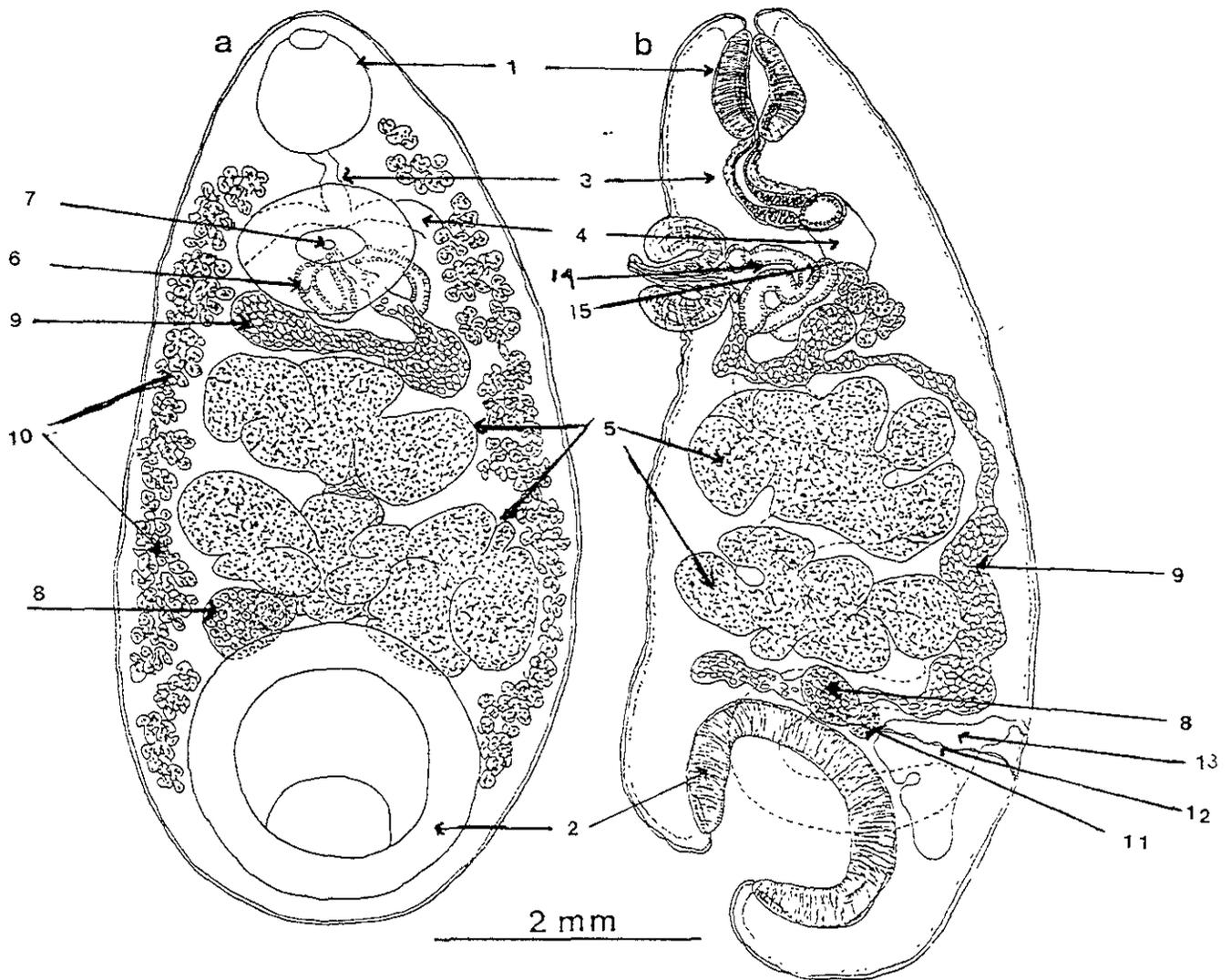


Fig. 4. Esquema de *Cotylophoron cotylophorum* a) Vista ventral; b) corte sagital; 1. ventosa oral; 2. ventosa ventral; 3. esófago; 4. intestino; 5. testículo; 6. vaso deferente; 7. poro genital común; 8. ovario; 9. útero; 10. glándulas vitelógenas; 11. glándula de Mehlis; 12. canal de Laurer; 13. vesícula excretora; 14. pars prostática; 15. vesícula seminal (Tomada de Eduardo, 1985).

***Cotylophoron*** (Stiles y Goldber, 1910)

De acuerdo con Eduardo (1985) este género se caracteriza por tener el cuerpo cónico, casi recto o puede encorvarse ventralmente. Acetábulo subterminal, de tamaño pequeño a moderado. Bolsa ventral ausente. Ventosa genital presente, con o sin esfínter genital. Bolsas o divertículos faríngeos ausentes, esófago con o sin bulbo, o esfínter posterior; ciegos en los lados del cuerpo, con dobleces dorsoventrales. parte final de los ciegos dirigidos dorsalmente. Testículos lobulados directamente u oblicuamente uno junto a otro, yuxtapuestos u oblicuamente horizontales; vesícula seminal de paredes delgadas y profundamente enrollada; pars muscular bien desarrollada y enroscada; pars prostática pequeña y pobremente desarrollada. Ovario y glándula de Mehlis posterior a los testículos; útero enrollado hacia adelante, dorsal a los testículos y ventral a los conductos masculinos; el canal de Laurer cruza la vesícula o el conducto excretor; vitelaria en campos laterales, puede o no ser confluyente dorsomedialmente en sus límites anterior y posterior. Parásito en estómago de rumiantes.

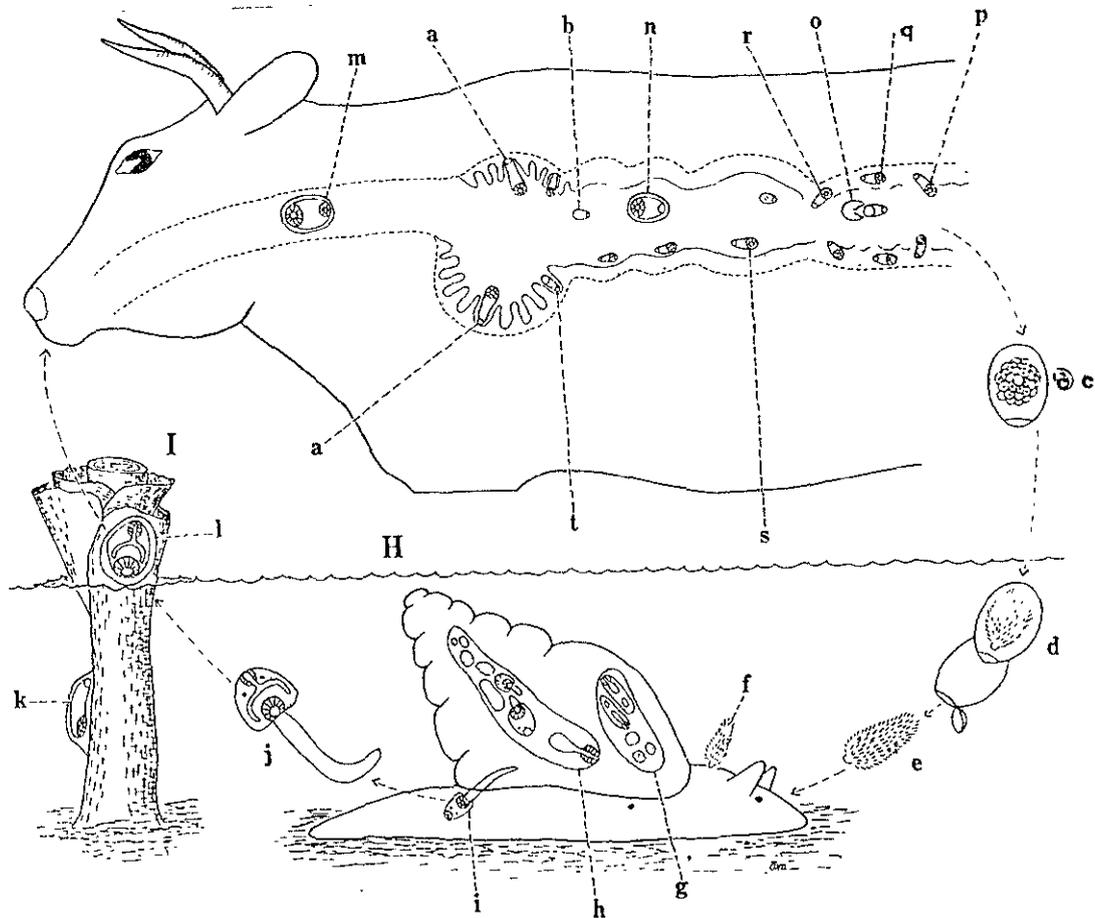


Fig. 5. Esquema del ciclo de vida de *Cotylophoron cotylophorum*. a. adulto en el rumen; b. huevos sin embrionar c. huevos sin embrionar salen en las heces y caen al agua para desarrollarse; d. huevo desarrollado que eclosiona en el agua; e. miracidio libre en el agua; f. miracidio penetrando al caracol; g. esporocisto madre conteniendo redias madre y masas germinativas; h. redia hija con cercarias en desarrollo; i. cercaria saliendo del caracol. j. cercaria libre en el agua; k. metacercaria enquistada bajo el nivel del agua; l. metacercaria sobre el nivel del agua (Tomado de Olsen, 1977).

### 3) Distribución Geográfica

Los paramfistómidos de rumiantes domésticos están ampliamente distribuidos en todo el mundo, en América se han encontrado prácticamente en todo el continente, Norte América, (Cuba, México, Puerto Rico, Nueva York, Alabama); Centro América, (Panamá) y Sur América (Brasil). También en Asia, (India, Calcuta, Sur de Kara, China, Japón, Indochina, Cantón, Saigon, Punjab, Kerala, Sri Lanka, Congo, Huê, Filipinas), África (Nilo Victoria, Uganda, Sudan, Nilo Blanco, Togo, Guinea) Europa (Francia, Bélgica, Alemania, Inglaterra) y Oceanía (Tasmania, Australia); la especie probablemente con mayor distribución geográfica sea *P. cervi* ya que se ha registrado en todos los continentes (Europa, África, Asia, Oceanía y América).

En el mundo existen diversas especies de paramfistómidos de rumiantes, que los autores no mencionan cuales son los hospederos intermediarios por ejemplo *Buxifrons máxima* de Sudán, *Calicophoron crasum* de la India, *Ceylenocotyle dicranocoelium* de Ceylan, *C. cotylophorum* de Puerto Rico. Los géneros de caracoles que se mencionan de los que algunas de sus especies actúan como hospederos intermediarios de los

paramfistómidos son: *Bulinus*, *Gyraulus*, *Planorbis*, *Glyptaninus*, *Lymnaea*, *Fossaria*, *Bythynia*, *Indoplanorbis*, *Melanoides*, *Vivípara*, *Bithynia*, *Physa*, *Pseudosuccinea*, "Galba", *Planorbis*, *Anisus*, *Ermiger*, *Choanomphalus*, *Segmentina*, *Coretus*, *Stagnicola*, *Anisus*, *Bathyomphalus*, *Hippeutis*, *Armiger*, *Segnitália*, *Helicorbis*, *Biomphalaria*, *Tragelaphus*, *Indoplanorbis*, los cuales pertenecen la mayoría de ellos a la Familia Lymnaeidae , aunque también hay de las Familias Planorbidae, Physidae y otras.

En el caso de los hospederos definitivos se menciona solo el caso de rumiantes como *Hippopotamus amphibius*, *Bos taurus*, *B. indicus*, *Aepycerus melampus*, *Bubalus bubalis*, *B. caffer nanus*, *Ovis aries*, *Capra hircus*, *Allelaphus major*, *Cephalobus*, *Alcelaphus cokei*, *Cercus elapus*, *Alces alces*, *Dama dama*, *Visón bonasus*; (para detalles de la distribución geográfica ver el apéndice)

#### **4) Enfermedad que provoca**

La enfermedad que provoca es la paramfistomiasis definida como la infestación parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies de tremátodos de la familia Paramphistomidae en el rumen, retículo, abomaso e

intestino de bovinos, ovinos, y caprinos (Quiroz, 1989; Soulsby, 1982; De la O, 1983\*).

#### a) Sintomatología

Clínicamente se manifiestan por un síndrome de mala digestión con desnutrición, diarrea, reducen la ingesta de alimento, puede llegar a la anorexia, por tanto pierden peso y disminuye la condición general del animal, probable atrofia muscular e inclusive causar la muerte (Singh y Lakra, 1971).

La hiperemia y el edema intestinal producen oclusión parcial o total del conducto colédoco, causando la retención de la bilis y distensión de la vesícula biliar. Durante la fase aguda la diarrea se desarrolla de dos a cuatro semanas después de la infección; las heces se expulsan con fuerza y los miembros posteriores aparecen sucios; la diarrea es fétida con sangre. Se observa en algunos casos edema intermaxilar como consecuencia de la anemia e hipoproteïnemia (Singh y Lakra, 1971).

---

\* De la O, C. J. R. 1983. Frecuencia y determinación del género de trematodos de la familia Paramphistomidae (Fischoeder, 1901) de Bovinos sacrificados en el Frigorífico y Empacadora de Tabasco, S.A. Villahermosa, Tab. Tesis Fac. Med. Vet. y Zoo. UNAM.

En borregos y cabras la enfermedad se presenta grave durante cinco a 10 días en tanto que en bovinos la fase aguda puede durar de dos a tres semanas (Quiroz, 1989; Lapage, 1971; Borchert, 1964).

El parásito se libera en el duodeno y se fija a la submucosa del intestino delgado y grueso sin producir trastornos en caso de infecciones leves, después de 42 a 56 días migran hacia adelante, en el rumen y maduran ahí sexualmente de 21 a 28 días, los adultos fijos en ésta causan menos trastornos clínicos que los originados por fases jóvenes emigrantes que provocan gastroenteritis severas o crónicas, además de diarrea sanguinolenta en ganado vacuno joven, que puede ser mortal. (Borchert 1964; Soulsby 1982).

#### b) Patogénesis

Las formas inmaduras en la mucosa del duodeno ejercen acción traumática taladrante; debido a la destrucción tisular y a la reabsorción de sustancias tóxicas, hay necrosis tisular, eosinofilia y edema en el punto de fijación del parásito. La acción mecánica ejercida por los parásitos puede llegar a la submucosa destruyendo incluso las glándulas digestivas, todo ello dependerá y

está en relación directa con la densidad de población de los parásitos. Tanto los gusanos adultos como los inmaduros se fijan por medio de su ventosa oral y el acetábulo, succionan la mucosa intestinal y perturban la irrigación sanguínea, algunas veces provocando pérdida de sangre lo que puede explicar la anemia existente en los animales parasitados. Las lesiones pueden provocar pérdida de proteínas plasmáticas con perturbaciones en el equilibrio proteico. Las papilas del rumen se observan de color pálido, comparado con el color verde grisáceo que rodea el tejido, frecuentemente están atrofiadas en sus puntas, y cuando los gusanos se desprenden, quedan las huellas de su presencia en forma de botones prominentes. En el intestino las formas jóvenes provocan enteritis catarral o hemorrágica.

Otras lesiones son: la grasa corporal sufre atrofia serosa, hay hidrotórax, hidropericardia, ascitis. En casos crónicos hay atrofia de bazo, atonía rumial y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos se presentan edematosos; los que se encuentran en los dos o tres metros del intestino están hiperhémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los paramfistómidos jóvenes pueden perforar el intestino y se les puede

localizar en la serosa o en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados en diámetro y la vesícula biliar distendida. También pueden perforar el rumen y el abomaso, y la pared de dichos órganos se encuentra edematosa con erosiones y petequias. Algunos paramfistómidos inclusive se pueden encontrar en la vesícula biliar. En lesiones microscópicas del rumen hay proliferación de epitelio alrededor del parásito y una evidente proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas que muestran signos de degeneración. Se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en la mucosa y submucosa del rumen. En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkühn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionados, distendidos y algunas veces rotos. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas; además pueden encontrarse paramfistómidos embebidos en la glándula, la muscularis mucosa o en la mucosa, congestionándose alrededor del sitio en donde se encuentra el parásito. (Quiroz, 1989; Borchet 1964; Singh y Lakra, 1971; Singh et al., 1984).

Sing et al., (1984) observaron reducción en la concentración de hemoglobina, en el paquete celular y en la cantidad total de eritrocitos y un incremento en la cantidad de leucocitos.

Sahal et al., (1985) observaron en cabras infectadas con *P. cervi* reducción de polisacáridos y glicógeno, marcado decremento de los complejos de polisacáridos y glicógeno especialmente en las glándulas de Brunner, y en la mucosa muscularis a los 20 días postinfección con un incremento hacia los 80 días postinfección. Además de leve reducción en la mucosa y proteínas en las células capa infectadas del duodeno.

### c) Diagnóstico.

- En el laboratorio. Mediante métodos de flotación, en muestra de heces, se comprueba la existencia de huevos y mediante la necropsia se puede detectar la presencia de paramfistómidos inmaduros.
- Sintomatología clínica.
- La historia del área (zona).

#### d) Tratamiento

El Hexacloretano administrado por vía oral, en forma de suspensión en agua por medio de la bentonina, elimina todos los paramfistómidos de un bovino infestado y la mayor parte de una oveja. Olsen (1949) In Lapage, (1971), manejan que en el caso de animales jóvenes se les administrará de 250 a 300 cc de solución de sulfato de cobre al 1.25% repetida después de cuatro a seis días, o bien petróleo en dos dosis cada dos días, a razón de 150 a 200 cc cada vez (Borchet, 1964).

## C. EL HUÉSPED INTERMEDIARIO

### 1) Clasificación

El ciclo de vida de los tremátodos involucra en la mayoría de los casos caracoles gastrópodos de agua dulce y en algunos casos existe mas de una especie de caracol que puede transmitir al parásito en cuyo caso son huéspedes intermediarios alternativos. Es común que las especies incluidas en el ciclo de vida de determinado parásito estén taxonómicamente relacionadas. Las medidas preventivas y de control que pueden utilizarse estarían mejor encaminadas si se conociera tanto la biología como la sistemática del huésped intermediario (Bargues et al., 1997; Burch y Lindsay, 1968).

Los caracoles actualmente se clasifican principalmente de acuerdo con las características de su concha, la morfología de la rádula y la genitalia, cromosomas, ADN, e incluso algunos autores han aplicado estudios serológicos e inmunológicos así como también estudios de aloenzimas.

De acuerdo con Burch (1982); Cruz-Reyes y Malek, (1987); Malek y Cheng (1974) se clasifican como:

**Phylum** : *Mollusca* Cuvier, 1798

**Clase** : *Gastropoda* Cuvier, 1798

**Subclase**: *Pulmonata* Cuvier, 1817

**Orden** : *Basommatophora* Keferstein, 1864

**Suborden**: *Limnophila* Menke 1828

**Superfamilia** : *Lymnaea*

**Familia** : *Lymnaeidae* Broderip, 1839

**Subfamilia** : *Lymnaeinae* Rafinesque, 1815

**Género** : *Fossaria* Westerlund 1885

**Subgénero** : *Fossaria (Bakerilymnaea)* (Baker, 1928)  
Weyrauch, 1964

*F. (B.) cubensis* (Pfeiffer 1839)

**Género** : *Pseudosuccinea* Baker 1908

*P. columella* (Say, 1817) Baker, 1908

## 2) Morfología

Las características de la familia *Lymnaeidae* de acuerdo con Burch (1982) son: concha generalmente dextrogira, sin conchas planespirales. Los lymneidos pateliformes (*Lancinae*) se pueden distinguir de los

Ancylidae por su talla mucho más grande y por el ápice de la concha más anterior que posterior. Generalmente con forma de la concha ovalada-oblonga, espira más o menos atenuada, eje columelar adelgazado por depósitos de la concha y típicamente con torsión; periostraco delgado, puntiagudo; concha cubierta por un periostraco corneo. El animal con un pie corto, ancho y redondeado; cabeza sosteniendo un velo el cual es retenido del estado larvario; los tentáculos son anchos planos y triangulares no como en los Physidae, Planorbidae y Ancyliidae que son largos delgados y filamentosos. Los Lymnaeidae y los Physidae no tienen pseudo branquias respiratorias. Con ojos sésiles encima de la base interna de los tentáculos. Mandíbulas presentes, diente central de la rádula unicúspide, dientes laterales bi o tricúspides, marginales aserrados. Los órganos masculinos consisten de un saco del pene, prepucio, vaso deferente, próstata, ovotestis y oviespermiducto. Los órganos femeninos consisten de vagina, oviducto, receptáculo seminal, glándula de la albúmina con dos glándulas accesorias, ovotestis y un oviespermiducto (Baker, 1911) Fig. 6.

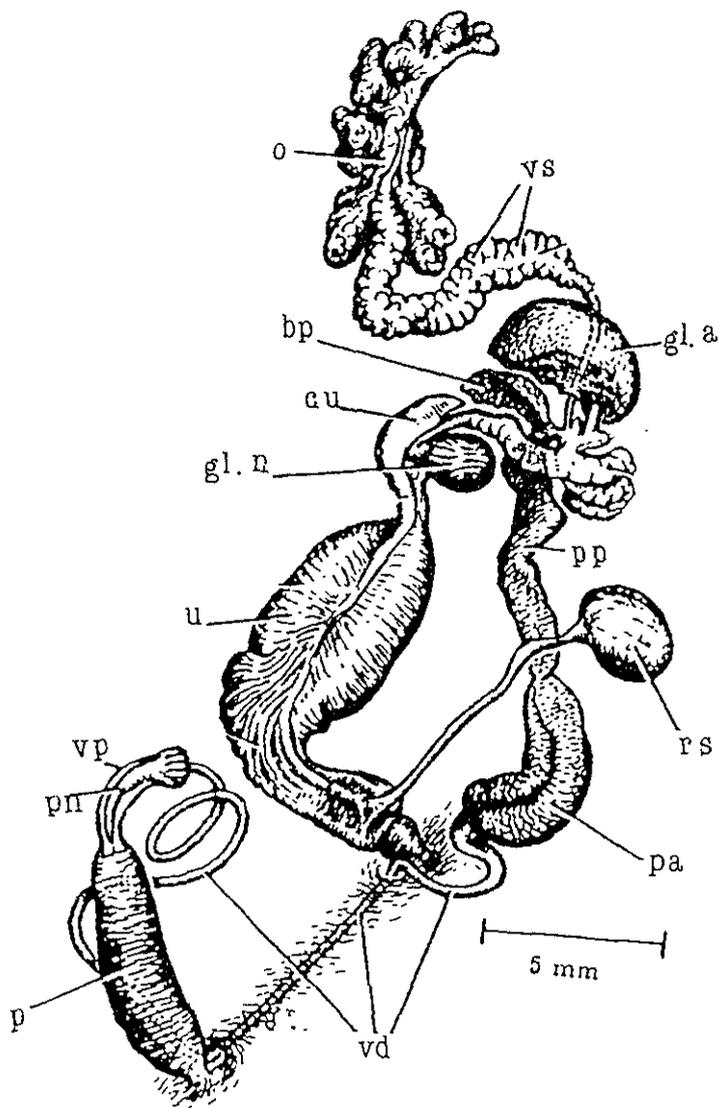


Fig. 6. Esquema del aparato reproductor de lymneidos en general. o. ovotestis; vs. vesícula seminal; gl. a. glándula de la albúmina; bp. bolsa de la próstata; cu. ciego uterino, gl. n. glándula nidamental, pp próstata posterior, rs. receptáculo seminal; pa. próstata anterior; vd. vaso deferente, u. útero, vp vaina del pene, p prepucio, pn pene (Tomado de Walter, 1969)

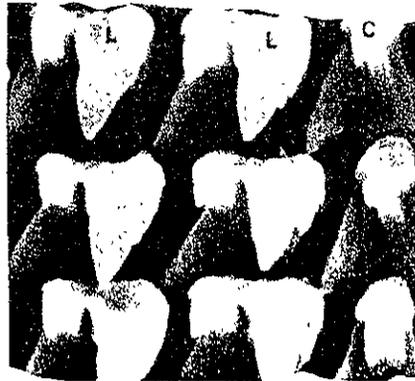
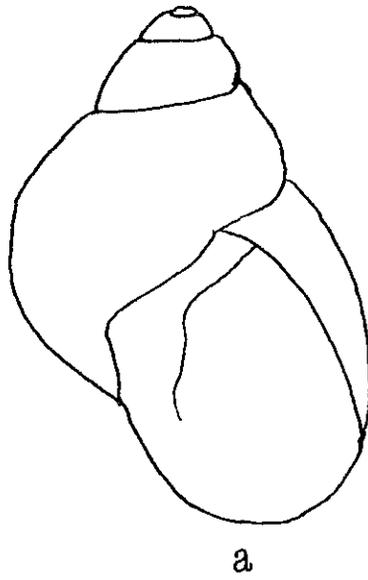


Fig. 7. Esquema de la morfología *Fossaria (B.) cubensis*  
a) concha; b) microfotografía de la rádula; l. diente lateral bicúspide, c. diente central. (Tomada de Vazquez, 1985<sup>\*</sup>).

<sup>\*</sup>Vazquez, C. S. 1985. Estudio estacional comparativo de infecciones naturales y experimentales de caracoles lymneidos con *Fasciola hepatica*, colectados en Atlancatepec, Tlaxcala. Tesis M. V. Z. UNAM. 64 pp.

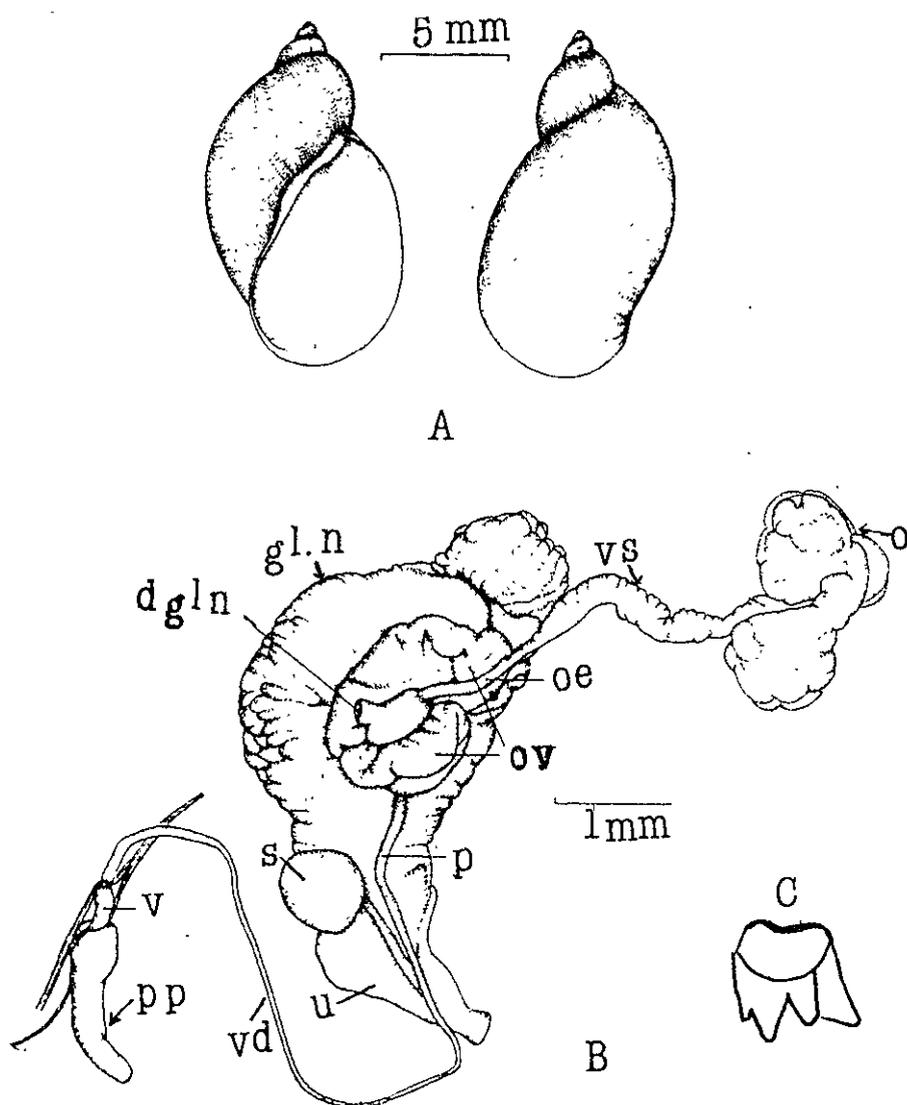


Fig. 8. Esquema de la morfología de *Pseudosuccinea columella*. A) concha; B) aparato reproductor. o. ovotestis; vs. vesícula seminal; gl. n. glándula nidamental; d gl. n. conducto de la glandula nidamental; oe. oviespermiducto; ov. oviducto; p. próstata; s. espermateca; u. útero; vd. vaso deferente, pp. prepucio; v. vaina peneal. C) diente radular lateral tricúspide (Tomada de Paraense, 1983).

### 3) Relación huésped - parásito

De acuerdo con Kendall (1949) y Kendall (1964) existen diversos factores que afectan la relación entre el huésped intermediario (caracol) y el parásito (trematodo) en términos generales se puede hablar de que existe:

- un alto grado de especificidad hospedatoria, y ello en gran medida puede estar influenciado por las razas fisiológicas tanto de caracoles como de tremátodos; la incompatibilidad entre vectores y parásitos de diferentes áreas endémicas ha sido explicado sobre la base de las diferencias ínter e intra específicas, entre vectores y con respecto a los factores fisiológicos que son responsables del desarrollo del parásito y sobre las correspondientes diferencias fisiológicas entre razas de parásitos. Algunos caracoles pueden soportar más de una raza de tremátodos y otros son más selectivos.
- Las condiciones medioambientales, como por ejemplo la temperatura al momento de la infección (contacto caracol- miracidio).
- La edad del caracol al momento de la exposición al parásito, en términos generales los adultos son más

resistentes, sin embargo, en algunas especies de caracol no importa la edad.

- Existen mecanismos de resistencia por parte del huésped; en el caso de que sean los inapropiados, los miracidios parásitos son destruidos o removidos durante las 24 a 48 hrs. después de la penetración, al igual que si el parásito logra establecerse el número de parásitos (redias o cercarias) puede ser menor (Wright, 1974).
- Se puede presentar el fenómeno conocido como resistencia a repetir la infección, es decir, un caracol que haya estado infectado por algún tremátodo ya no podrá volver a infectarse con la misma especie o con otra, esta acción tiene importancia desde el punto de vista del control

Existen factores que afectan el desarrollo del parásito dentro del caracol como son:

- La temperatura. El mayor desarrollo del parásito se manifestará a la máxima tolerada por el caracol (Hodasi, 1976).
- La nutrición del huésped. El mejor desarrollo del parásito será en aquellos caracoles mejor nutridos.

- En poblaciones de caracoles con talla pequeña la población de parásitos se mantiene baja, en cambio en poblaciones de caracoles de talla grande la infección se mantiene alta (Kendall, 1949).

Existen claras evidencias del daño causado por los parásitos a los caracoles sobre todo en lo que se refiere a la reducción de reservas del alimento del huésped y sin embargo éstos poseen mecanismos compensatorios que les permiten mayor resistencia. Faust y Hofman (1934) in Kendall (1964) mostraron que la emergencia de las cercarias es la que provoca el mayor daño.

#### **4) Susceptibilidad**

De acuerdo con Cruz-Reyes y Malek (1987) la susceptibilidad es comúnmente entendida en conexión con individuos, poblaciones y especies que tienen la posibilidad de funcionar como un huésped y presentan por tanto un producto exitoso de una infección.

Desde otro punto de vista Cheng (1968) explica la relación molusco-trematodo mediante los conceptos de compatibilidad e incompatibilidad. La compatibilidad es

la expresión de los estados, físicos, químicos y fisiológicos del huésped y del parásito, que permiten al parásito invadir al huésped y llevar al cabo todos sus procesos vitales que le permitan continuar su ciclo biológico. La incompatibilidad se refiere a los factores que completa o parcialmente evitan el establecimiento y desarrollo normal de un parásito.

Estos factores son los que en un estudio como el presente, se pretenden conocer y manejar considerando toda la complejidad que esto implica.

La susceptibilidad implica que el caracol le provee al parásito de un medio bioquímicamente satisfactorio para su desarrollo, y como en cualquier otro medio, la presencia o ausencia de diversos factores determinan la presencia o establecimiento del parásito. Visto de esta manera, la susceptibilidad puede depender de muchos o de un solo factor, que no en todos los casos tiene que ser el mismo por lo cual resulta mucho más complejo, estudiar y comprender la relación huésped-parásito (Wright, 1974).

5) Lymneidos que son huéspedes intermediarios de *C. cotylophorum* y de *F. hepatica* en América. (Krull, 1954; Trejo *et al.*, 1982; Trejo *et al.*, 1983; Cruz-Reyes y Malek, 1987)

Caracol	Pais	<i>C. cotylophorum</i>	<i>F. hepatica</i>
<i>Psudosuccinea</i>	E.U.A.	+	+
<i>Fossaria</i> ( <i>B.</i> ) <i>cubensis</i>	E.U.A.,	+	+
	MÉXICO	-	+
	CUBA,	+	+
	REPÚBLICA	+	+
	DOMINICANA, PUERTO RICO	+	+
<i>F. (B.) bulimoides</i>	MÉXICO	-	
	E.U.A.	+	+
<i>F. (B.) techella</i>	E.U.A.	-	+
<i>F. (F.) humilis</i>	E.U.A.,		+
	MÉXICO	-	
<i>F. (F.) obrusa</i>	E.U.A.,	+	+
	MÉXICO	+	
<i>F. (F.) parva</i>	E.U.A.	+	
<i>F. (F.) modicella</i>	MÉXICO,		+

## 6. Antecedentes del Cultivo de Caracoles.

Diversos autores (Taylor y Mozley, 1948; Madsen y Monrad, 1981; Liang y Schalie, 1975; Cruz-Reyes y Malek, 1987; Foreyt, 1978; Isserof y Smith, 1978; Castro-Trejo et al., 1990; Yun-San et al., 1975; Mazzoti, 1955, Baily, 1931) han cultivado a especies tales como *Lymnaea truncatula*, *L. natalensis*, *Fossaria* (B.) *bulimoides*, *F.* (B.) *cubensis*, *L. capirata*, *L. humilis*, *Pseudosuccinea columella* y otras más bajo diferentes condiciones, que incluyen recipientes ya sea de barro, poliestireno, o peltre conteniendo en algunos casos lodo, ó agua en el cual se dejan crecer microalgas para servir de alimento a los caracoles, también se ha utilizado la avena o alimento para peces, lechuga, del tal modo que no existe un método único, cada especie es única y requiere condiciones y alimento especial; en el caso de *F.* (B.) *cubensis*, resulta bastante problemático tener suficientes caracoles de ésta especie para el momento de las infecciones experimentales por lo que es de suma importancia conocer sobre todo que dieta es la mas propicia para tener suficientes caracoles para el momento en que se requieran. *Pseudosuccinea columella* es un caracol que se adapta fácilmente al cultivo en laboratorio manteniéndose en acuarios y alimentándolo con

lechuga "orejona" produce suficientes caracoles para los experimentos.

Es importante aclarar que en discusión se explicara lo referente a la nomenclatura de *Lymnaea* y *Fossaria*.

## II.- OBJETIVOS.

1. Determinar la susceptibilidad de *Fossaria* (*Bakerilymnaea*) *cubensis* y *Pseudosuccinea columella* a la infección por *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) Stiles et Goldberger, 1910.

Para el logro de este objetivo se realizaron varios estudios previos

- Identificación taxonómica del parásito.
- Identificación taxonómica de los huéspedes intermedarios.

Es necesario contar con caracoles libres de infección, en número suficiente al momento de hacer las pruebas de tal forma que se estableció un cultivo de estos caracoles en laboratorio. De las dos especies de caracol objeto de estudio, *Pseudosuccinea columella* no presenta dificultad en cultivarse no así *F. (B.) cubensis* que es un caracol muy difícil de cultivar por lo que un objetivo secundario derivada de esta necesidad fue.

- Mantener en condiciones de laboratorio un cultivo en agua de *F. (B.) cubensis*, determinando la mejor

dieta: (Dieta 1: alimentados con alga *Oscillatoria* spp. Dieta 2: alimentados con hojuelas Tetramín® (Alimento para peces). Dieta 3: combinado alga *Oscillatoria* spp y alimento en hojuelas Tetramín®), la efectividad de éstas fueron evaluadas en base a la sobrevivencia, crecimiento, así como de algunas características reproductivas como el número de masas ovíferas depositadas por caracol, el número de huevos por masa ovígera, el número de huevos fértiles y el porcentaje de eclosión.

Se analizaron los datos mediante el paquete SAS<sup>1</sup> para el análisis de varianza de las variables (anova) y la prueba de separación de medias de Tukey.

---

<sup>1</sup> SAS - Statistical Analysis System

### III.- MATERIALES Y MÉTODOS

#### A) EL PARÁSITO

##### 1) Recolecta

Los parásitos adultos fueron recolectados en el frigorífico Carnes Supremas del Golfo en San Rafael, municipio de Martínez de la Torre, Veracruz. Una vez que sacrificaban al ganado y separaban las vísceras se abría el rumen y se observaba la presencia de parásitos adultos libres y adheridos (Fig. 9), se procedió a separarlos manualmente o con la ayuda de pinzas de punta roma, los gusanos fueron depositados en recipientes con solución salina al 0.85% o suero fisiológico, posteriormente se lavaron y cambiaron a nuevos recipientes con solución salina limpia.

Algunos de los paramfistómidos recolectados fueron fijados convenientemente para procesarlos y hacer la determinación taxonómica, otros se conservaron vivos para obtener huevos a partir de ellos y probar la susceptibilidad. Los paramfistómidos vivos una vez en el laboratorio, fueron triturados en un mortero con solución salina, de aquí se pasaron a vasos de precipitados con una capacidad de 250 ml con agua, se dejó sedimentar por

unos minutos, posteriormente se decantó todo el sobrenadante que contiene los tejidos del gusano, y se pasó por un tamiz número 100 para separar los tejidos, quedando los huevos en el colado obtenido, el cual se va guardando, para finalmente ser retenidos en un tamiz de malla número 300 depositándose en recipientes de preferencia de color ámbar que contenían agua de la llave y se guardan en refrigeración entre 3 a 4°C para ser utilizados posteriormente (Fagbemi, 1984)(Fig. 10).

## **2) Incubación de huevos**

Los huevos almacenados en refrigeración se sacaron unos 18 días antes de ser requeridos para infección. Se agitaron ligeramente los frascos que contienen los huevos pipeteando una pequeña cantidad de ellos para depositarlos en recipientes completamente oscuros, adicionando suficiente agua de la llave y se colocaron en una incubadora que mantenía la temperatura entre 22 y 30°C (Fig. 11), al cabo de 15 a 18 días en la incubadora se sacaron el día que se va a realizar el contacto con los caracoles, se pasaron a cajas de petri con un diámetro de 5 cm y se expusieron a la luz directa del sol o de una bombilla, generalmente en minutos eclosionan los miracidios.(Fig. 12,13, 14, 15, 16, 17)

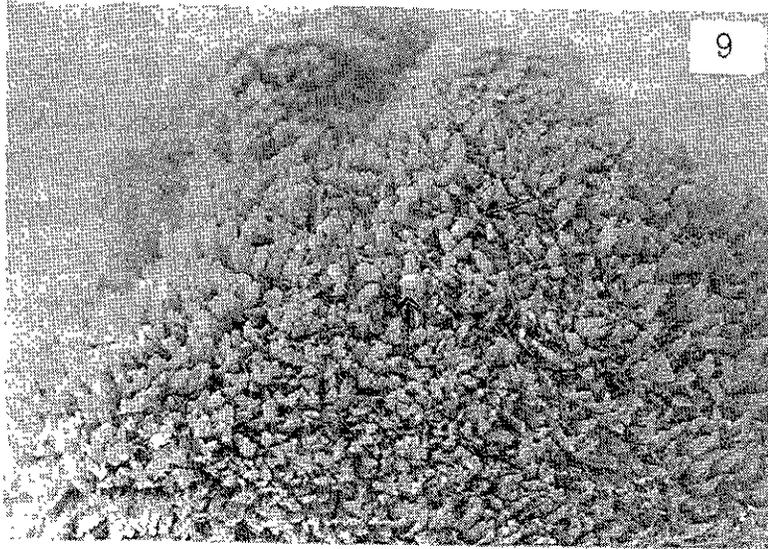


Fig. 10. Sieve test of cement, non-purified, 500 g. Fig. 10. *Control de calidad de cemento no purificado, 500 g. (control de calidad)*.



Fig. 1. Sistema de fundidora con calefactor  
absorba en control por lazos de retroalimentación  
de voltaje en un horno de laboratorio de 1000 W.

12



13

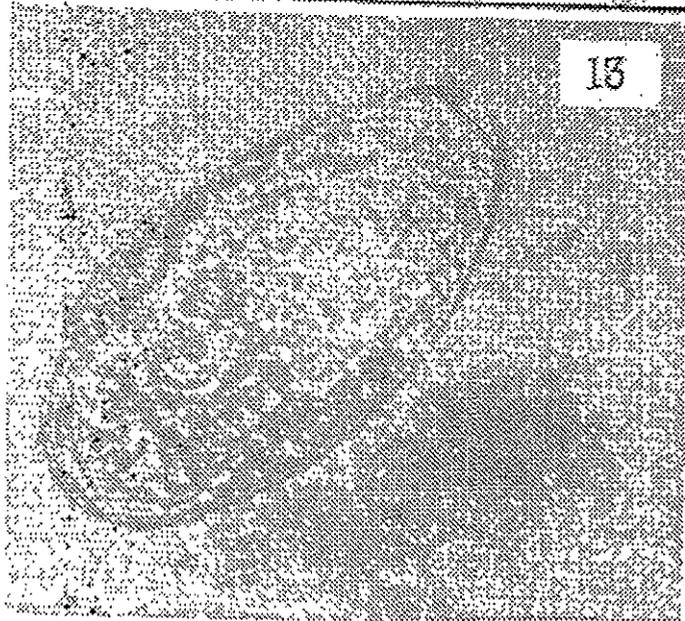
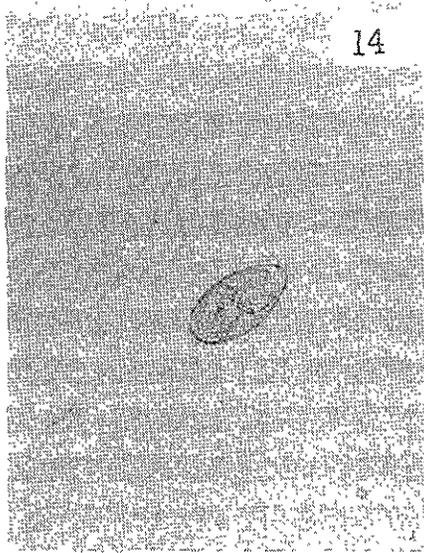
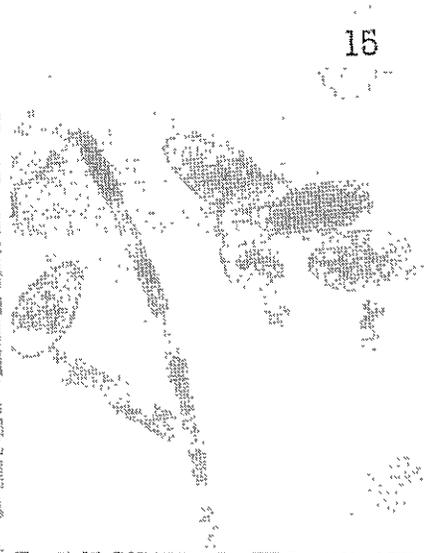


Fig. 12. Foraminifera shells various (40X). Fig. 13. Shell with spicule (40X).



14



15



16



17

Fig. 14. *Acemibryopsis* sp. (ex. *Acemibryopsis* sp. 1951).  
 Fig. 15. *Acemibryopsis* sp. (ex. *Acemibryopsis* sp. 1951).  
 Fig. 16. *Acemibryopsis* sp. (ex. *Acemibryopsis* sp. 1951).  
 Fig. 17. *Acemibryopsis* sp. (ex. *Acemibryopsis* sp. 1951).

## B. LOS CARACOLES

### 1) Área de estudio y colecta.

*Fossaria (B.) cubensis* fue recolectada manualmente de un abrevadero en un rancho en el poblado de San Rafael en el municipio de Martínez-de la Torre, Ver. (Fig. 18), se colocaron en recipientes de plástico con tapa, que contenían agua del medio en que vivían, posteriormente se colocaron en papel higiénico húmedo, haciendo dobleces del mismo y se colocaron de manera uniforme de cinco a seis caracoles por doblez para ser trasladados al laboratorio evitando exponerlos a radiación solar.

*Pseudosuccinea columella* fue recolectada de un arroyo en Lomas de Castillotla, Puebla, se utilizan redes o coladeras, son depositadas en recipientes de plástico con tapadera que contienen agua del sitio de colecta, así son transportados al laboratorio.

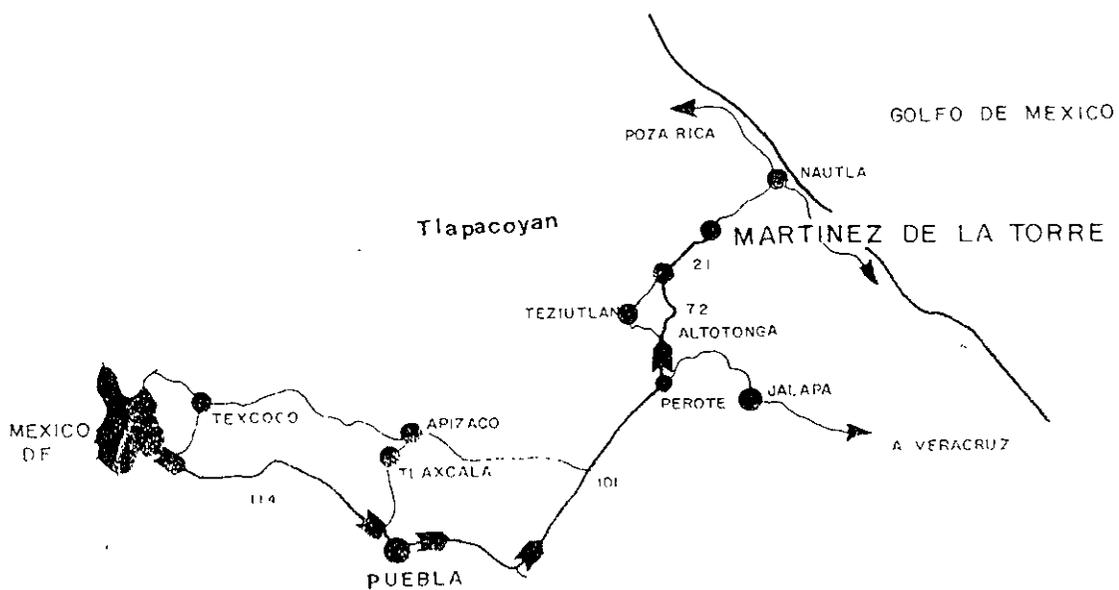
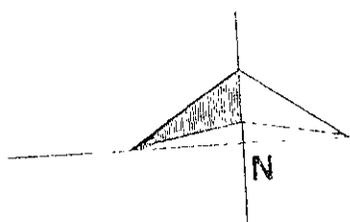


Fig. 18. Esquema de localización de Martínez de la Torre Ver. Zona de recolecta de *F. (B.) cubensis* y de *C. colvtophorum*.

## 2) Cultivo de Caracoles

### a) *Fossaria (B.) cubensis* (Evaluación de dietas)

- Los caracoles que previamente se recolectaron (adultos), inicialmente se colocaron en cajas de Petri con agua de la llave de clorinada, se alimentaron con Tetramín® hasta que ovipositaron y los caracoles que nacieron de estas masas ovígeras fueron con los que se realizaron las pruebas. Las masas ovígeras comúnmente fueron depositadas en las paredes laterales del cristizador o caja Petri. Una vez que eran depositadas fueron retiradas cuidadosamente con pincel y una palita de plástico para ser colocadas en cajas de Petri con un diámetro de 50 mm y una capacidad de 25 ml. con agua de la llave de clorinada, la cual se cambió una vez por semana, esperando el tiempo necesario hasta que nacieran los caracoles (Fig. 20).
- Se colocaron 150 caracoles recién nacidos por lote repartidos en 15 cajas de petri de 100 x 20 mm y una capacidad de 100 ml (Fig. 21)
- Cada caja contenía agua de la llave de clorinada y 10 caracoles por caja, se les adicionó el alimento ad libitum, y se les cambió el agua una vez por semana,

durante todo el experimento se mantuvieron bajo las mismas condiciones de temperatura ambiental de laboratorio, y de iluminación natural, próximos a ventanas.

Las dietas probadas fueron las siguientes:

- Dieta 1: Alimentados con alga *Oscillatoria* spp cultivada (ver cultivo del alga) (Castro-Trejo et al., 1990).

- Dieta 2: Alimentados con hojuelas Tetramín® (Alimento para peces) (Contenido: Proteína cruda 45%, grasa cruda 5%, fibra cruda 2%, humedad 1.3%, fosforo 1.3%, Vitamina C 183 mg/kg

- Dieta 3: Combinado alga *Oscillatoria* spp y alimento en hojuelas Tetramín®.

#### a.1 Parámetros de crecimiento:

- La sobrevivencia de los caracoles (semanalmente).
- El número de masas ovigeras, así como el número de huevos, el número de huevos fértiles y la natalidad (Cada vez que fueron depositados).
- El crecimiento en altura de la concha (Fig. 19) (la distancia del ápice de la concha a la base de la

abertura) se midió una vez por semana, con un vernier y una regla milimétrica.

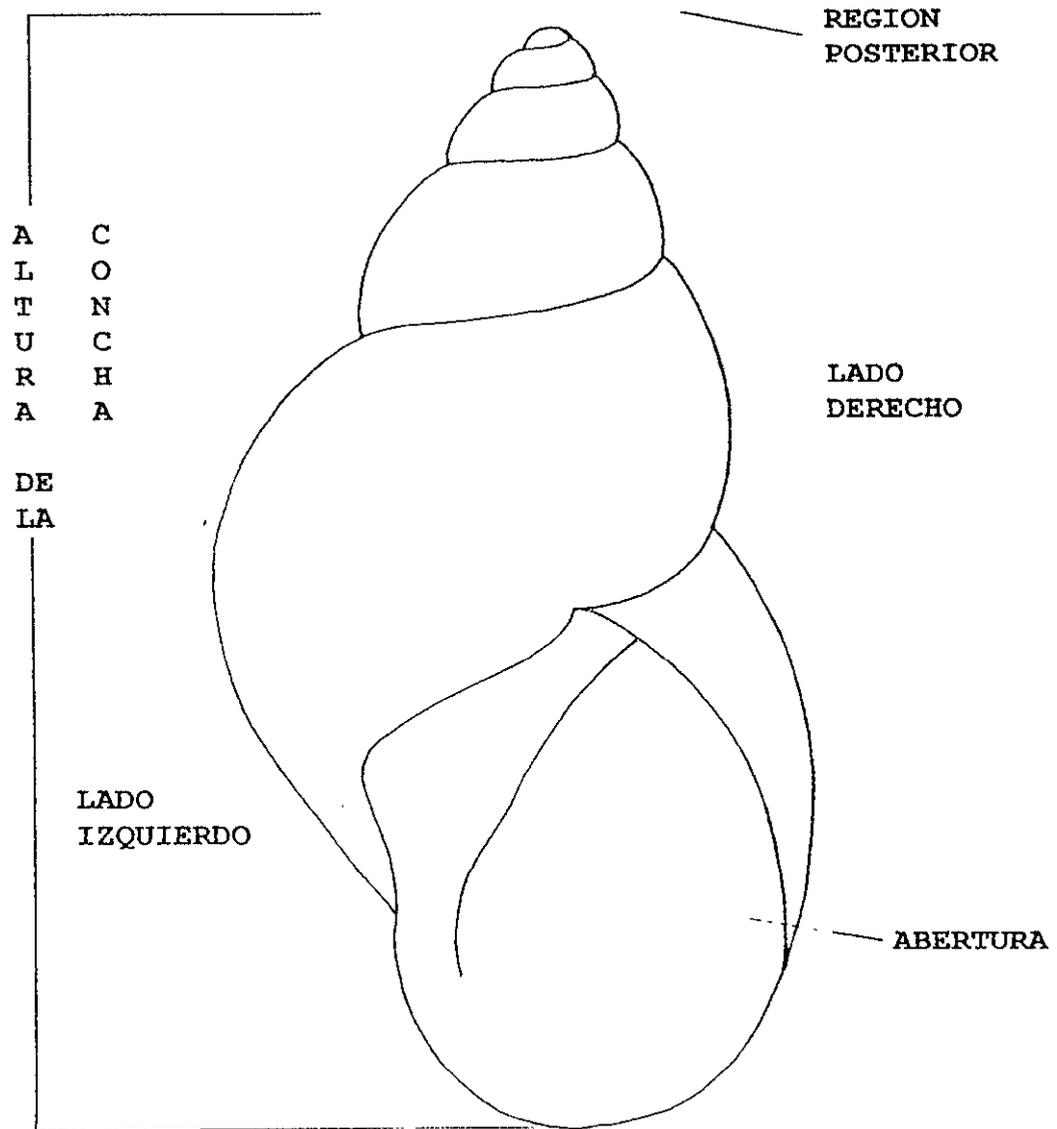


Fig. 19. Esquema de altura y morfología externa de la concha.

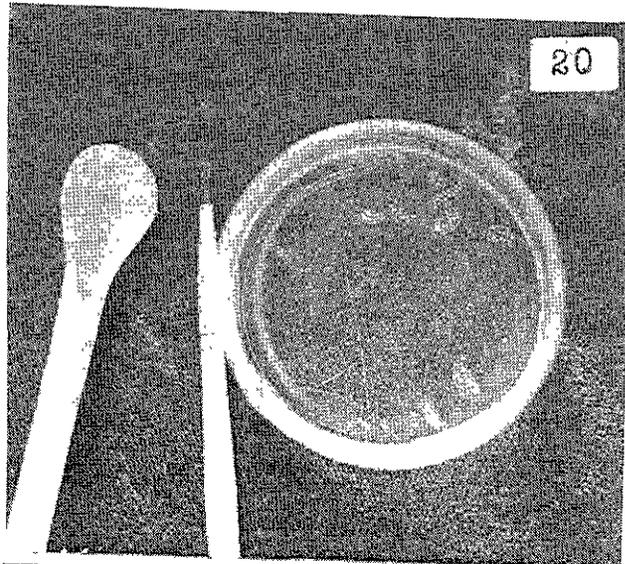


Fig. 20. Fotografía de una coquina de *Forsati* (F.)  
 tomada a 100x de aumento. (C. Rosales) (3.)  
 Fig. 21. *Caracoles recién nacidos* (C. Rosales)

## a.2. Cultivo del alga (*Oscillatoria* spp)

En la evaluación de dietas para *Fossaríá (B.) cubensis* se requirió cultivar previamente el alga *Oscillatoria* spp, para alimentar a los caracoles ~~para lo~~ cual se procedió con la técnica de Taylor y Mozley (1948) y Vera (1985)\* con ligeras modificaciones de acuerdo con la propia experiencia como sigue:

1. El alga fue recolectada directamente del medio natural en Tequesquihuac, Texcoco, Estado de México, en los márgenes de un riachuelo en donde el agua se estanca ligeramente y hay acumulaciones del alga, se utilizó una cuchara de plástico para depositarlas en un recipiente de plástico con tapa para ser transportada al laboratorio.
2. Una vez en el laboratorio se procedió a lavarla y aislarla con tamices de diferentes medidas.
3. Del medio natural también se recolectó lodo --para efectuar los cultivos del alga en el laboratorio--

---

\*Vera, M. R. Y. 1985. Evaluación de diferentes dietas alimenticias para cultivo en condiciones de laboratorio de *Lymanea bulimoides*, *Lymanea cubensis*, y *Lymanea humilis*. Tesis Lic. ENEP Iztacala. UNAM. 76 pp.

empleando palas, buscando aquel que sea limoso y no arenoso, se colocó en recipientes apropiados y se transporta al laboratorio, una vez en este se procedió a tamizarlo con un tamiz de malla número 10 para separar piedras pequeñas y materia orgánica de tamaño grande.

4. Una vez limpio, se procedió a colocarlo en charolas de plástico para ser expuestos a la radiación solar por varios días hasta deshidratar completamente para proceder a esterilizar en autoclave por 30 minutos a una presión de 20 lbs.
5. Posteriormente se colocó nuevamente en charolas de plástico de 35 cm largo por 28,5 cm de ancho y una profundidad de 5 cm; se colocan 2 cm de espesor de tierra y se agrega agua de la llave de clorinada hasta aproximadamente 2 cm por encima de la tierra depositada en la charola (Fig. 22).
6. Se procedió a hacer la siembra del alga previamente aislada y limpia, simplemente se deposita una pequeña cantidad del alga en la charola y se deja cerca de una ventana que esté bien iluminada con luz natural y se tapa con un vidrio para evitar contaminación.

7. Se esperó el tiempo suficiente para que el alga creciera, se le adicionó una vez por semana agua declorinada de la llave para restituir la que se evaporó, al colocar suficiente agua, el alga flota y es fácil colectarla de estas charolas para poder alimentar a los caracoles.

b. *Pseudosuccinea columella*:

El método que se utilizó para esta especie es de acuerdo con Cruz-Reyes y Malek (1987).

En el laboratorio se cultiva el caracol en acuarios o peceras con una capacidad de 40 litros, se adicionó agua declorinada de la llave y se oxigenó con una bomba de aire.

Se colocaron en el agua pequeños fragmentos de unicel ya que son los sitios preferidos por los caracoles para depositar sus masas ovígeras, aunque también lo hacen directamente sobre las paredes del acuario.

Los caracoles se alimentaron con lechuga -orejona- previamente lavada y antes de adicionarse al acuario es

retirada la parte central de la hoja que es mas gruesa, se administra *ad libitum* (Fig. 23).

Una vez por semana se retiraron, por medio de una pequeña bomba de agua, los sedimentos del fondo que contienen las heces de caracoles.

Una vez cada quince días se retiró la mitad del agua del acuario y se adiciona nueva agua de la llave, hasta que los caracoles adquieren el tamaño deseado de 3 a 4 mm para retirarlos de este lugar y ser expuestos a los miracidios.

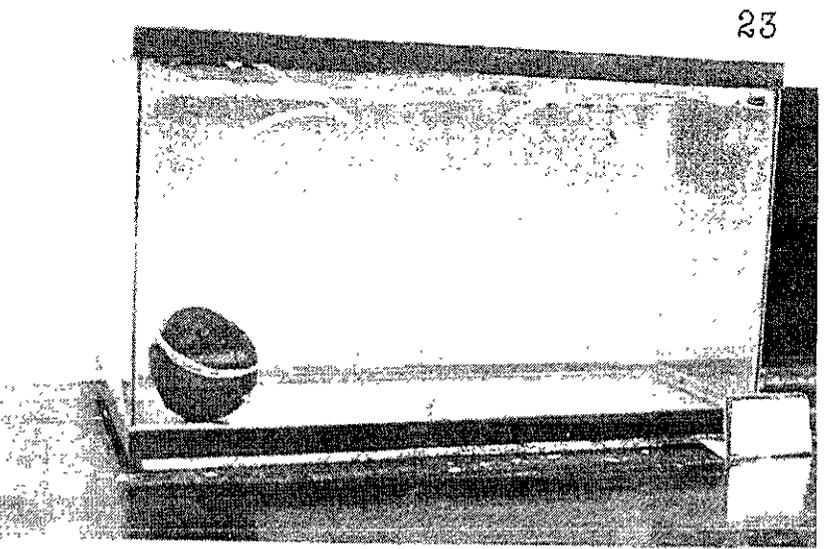


FIG. 22. Potassium chloride crystals from the distillation of a mixture of potassium chloride and sodium chloride. The crystals are shown in the tray. The number 22 is the identification number of the sample.

## C) INFECCIONES EXPERIMENTALES

Para la exposición al parásito se procedió de la siguiente manera siguiendo básicamente la -técnica -de Cruz-Reyes y Malek (1987).

1. Se utilizaron frascos con una capacidad de 1 ml en donde se agregó agua de la llave. (Fig. 24) se colocó un caracol por frasco con una altura de la concha de 2 a 3 mm en el caso de *Fossaria (B.) cubensis* y de 3 a 4 mm en el caso de *Pseudosuccinea columella*.

2. Se sacaron de la incubadora los recipientes oscuros que contenían una pequeña muestra de los huevos del parásito que se colocaron en cajas de Petri para ser expuestos a la luz y en pocos minutos empezaron a nacer los miracidios, los cuales inmediatamente fueron recogidos con micropipetas observándolos a través del microscopio estereoscópico (Fig. 14, 15, 16 y 17).

3. Una vez recogida la dosis adecuada para cada caso ya sea tres o cinco miracidios, se adicionaron al frasco que contenía un caracol. En el caso de *Pseudosuccinea columella* se expuso también a dosis masiva de miracidios

ya que se observaban resultados negativos en las exposiciones con 5 miracidios.

4. Los frascos que contenían el caracol y los miracidios se llenaron con agua y se taparon con papel parafilm y no se permitió que quedaran burbujas de aire para que el caracol no pudiera salir.

5. Se dejaron en contacto por tres horas y se retiraron los caracoles (Fig. 27 y 28).

6. En el caso de *Fossaria (B.) cubensis* se colocaron en cajas de Petri con un diámetro de 10 cm, se adicionaron a dechlorinada de la llave y se alimentaron con alga *Oscillatoria* spp. colocándose de 5 a 10 caracoles por caja (Fig. 26).

7. En el caso de *Pseudosuccinea columella* se depositaron en cristalizadores con un diámetro de 19 cm y una capacidad de dos litros de agua incluyendo 20 a 25 caracoles por cristalizador los cuales fueron alimentados con lechuga orejona (Fig. 25).

8. Cada día se revisaron los caracoles expuestos, en caso de que haya alguno muerto se revisa y se observa al microscopio.

9. Si todos permanecen vivos se revisó uno para observar si eran positivos o no y algunos de ellos se fijaron para posteriormente hacer cortes histológicos.

10. Los que se fijaron para corte histológico, se fijan en Bouin caliente, se dejan por 24 hrs en el fijador y posteriormente se lavaron en alcohol de 70% hasta que están limpios del fijador

11. Posteriormente se incluyeron en parafina en un Histoquinet y se cortaron y tiñeron con las técnicas rutinarias histológicas.

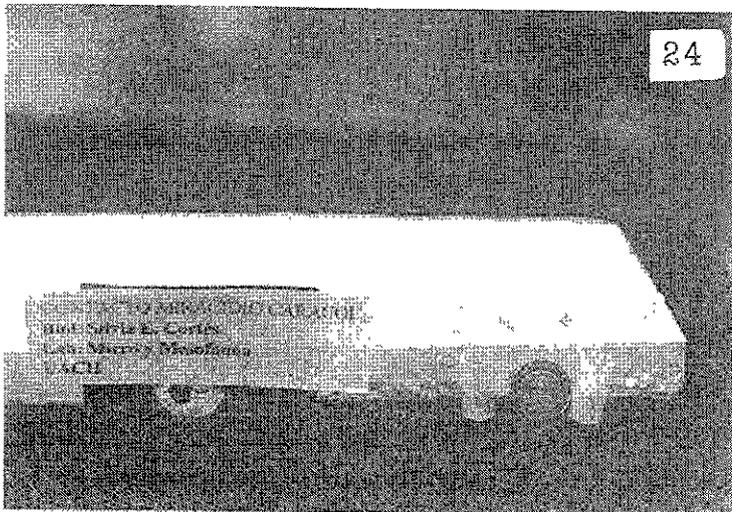
12. Los caracoles que al cabo de un tiempo (aproximadamente 3 a 4 semanas) se vieron positivos por transparencia, se separan del lote para saber exactamente cuántas cercarias emergen de un sólo caracol.

13. Los caracoles que lograron expulsar cercarias se fijaron para realizar cortes histológicos y los que no expulsaron ni eran positivos por transparencia se

diseccionaron para verificar la presencia o ausencia de infección al cabo de 15 a 18 semanas post contacto con el miracidio.

ESTA TESIS NO ESTÁ  
EN LA BIBLIOTECA

24



25





Fig. 26 Fotografía del cultivo de *F. (B.) cubensis* postcontacto con los miracidios

## IV. RESULTADOS

### A. IDENTIFICACIÓN DE LOS CARACOLES

#### 1. *Fossaria (B.) cubensis* (Pfeiffer, 1839)

Concha: Con espiras uniformemente convexa, ancha y corta, abertura ovala, coloración ámbar oscuro, ombligo pequeño, la altura en formas adultas va de 3.3 a 5.7 mm (Fig. 7).

Cuerpo oscuro, casi negro, pequeño, con tentáculos característicos de la familia.

Rádula. Se identificó el diente central típico de la familia Lymnaeidae y los dientes laterales que son bicúspides, típico del subgénero.

Aparato Genital.

a. Masculino. La vaina del pene es más corta que el prepucio, el cual no tiene sarcobelo, el pene es largo y angosto, próstata ovalada y redondeada en ambos extremos, al corte presenta luz irregular.

b. El ovotestis esta parcialmente embebido en la glándula digestiva.

c. Femenino. El oviespermaducto se une a la encrucijada que tiene forma ovada, pequeña y consistente, de ahí sale el oviducto que es cubierto por la glándula de la albúmina que se continúa con la glándula nidamental y esta a su vez con el útero, seguido por una vagina corta. Dichas características coinciden muy bien con la descripción de Burch (1982).

## 2. *Pseudosuccinea columella* (Say, 1817) Baker, 1908.

Concha. De tamaño medio altura de 10 a 14 mm con el ápice angosto y la abertura muy grande, con estriás de crecimiento y líneas transversales entre cada estria. Espira corta ó muy corta, la última vuelta ó espira del cuerpo muy grande sin ombligo, labio externo muy delgado.

Cuerpo casi transparente, con pie corto y ancho, tentáculos cortos, triangulares característicos de la familia.

Rádula. Presenta el típico diente central unicúspide y el lateral tricúspide.

#### Aparato genital

- a) Masculino. Saco del pene grueso y más corto que la mitad del prepucio, pene simple y corto, prepucio con sarcobelo grande. Próstata alargada, cilíndrica y angosta.
- b) Ovtestis, conspicuo, bilobado.
- c) Femenino. Oviducto proximal ancho, distal angosto, glándula nidamental bien desarrollada que se une al útero corto y muscular, espermateca pequeña y globular, la vagina es corta y ancha (Fig. 8). Dichas características coinciden muy bien con la descripción de Paraense (1982); Paraense (1983).

## B. CULTIVO DE CARACOLES

### 1. *Fossaria (B.) cubensis*

#### a. Sobrevivencia

Se analizaron un total de 20 semanas y se hizo para cada dos semanas (Periodos) tabla 1 y gráfica 1.

Análisis bisemanal:

Primer periodo: Todas las dietas presentan el mismo efecto para la sobrevivencia de los caracoles ( $P = 0.05$ )

Para los periodos segundo, tercero, y cuarto (que corresponde a las semanas de la tercera a la octava) al menos una dieta tuvo efecto diferente sobre la sobrevivencia de los caracoles. De acuerdo con la prueba de Tukey ( $P = 0.05$ ) la dieta menos adecuada fue la 2 (tetramín) ya que hubo menor sobrevivencia; siendo muy similar la sobrevivencia de los caracoles con las dietas 1 y 3, que fueron mejores que la dieta 2.

Para los periodos quinto, sexto y séptimo (que corresponden a las semanas de la novena a la decimocuarta), al menos una dieta tuvo efecto sobre la sobrevivencia de los caracoles. De acuerdo con la prueba

de Tukey ( $P = 0.05$ ) cada una de las dietas tubo un efecto diferente sobre la sobrevivencia de los caracoles, siendo mejor la dieta 1 (alga) ya que hubo mayor sobrevivencia que con las dietas 2 y 3 siendo la dieta menos efectiva la 2 (tetramín) ya que hubo menor sobrevivencia

Octavo y noveno periodo (que corresponden a las semanas decimoquinta a la decimoctava), al menos una dieta tuvo efecto diferente sobre la sobrevivencia de los caracoles. De acuerdo con la prueba de Tukey ( $P = 0.05$ ) la dieta menos propicia fue la 2 (tetramín) ya que hubo menor sobrevivencia; siendo muy similar la sobrevivencia de los caracoles con las dietas 1 y 3.

Décimo periodo (que corresponde a las semanas decimonovena y vigésima): Todas las dietas tienen el mismo efecto para la sobrevivencia de los caracoles lo cual es apoyado por la prueba de Tukey ( $P < 0.05$ ). Para estas semanas el número de sobrevivientes es similar con cualquier dieta probablemente esto tenga que ver con la mortalidad natural que tienen los caracoles y ya no importa mucho la dieta que tengan, aunque es interesante aclarar que los caracoles con la dieta 2 se extinguieron en la semana 20. En el caso de los caracoles con la dieta

1 se hizo un seguimiento de ellos y sobrevivieron inclusive hasta la semana 43, sin embargo, estos datos no pueden compararse con las otras dos dietas porque en el caso de la dieta 2 se extinguieron en la semana 20. En el caso de la dieta 3 no se les dio seguimiento ya que para cualquier estudio de infección en caracoles es suficiente un tiempo de 20 semanas(Gráfica 1).

Tabla 1. Sobrevivencia de caracoles *Fossaria (B.) cubensis* por semana y dietas

SEM	D-1	D-2	D-3
0	151	151	151
1	147	113	138
2	139	81	131
3	128	67	117
4	118	48	107
5	108	43	99
6	101	34	91
7	97	29	84
8	91	28	74
9	91	26	67
10	83	24	63
11	76	19	58
12	73	18	55
13	68	16	52
14	64	16	50
15	53	15	47
16	48	11	42
17	44	10	38
18	41	10	35
19	37	10	32
20	35	0	31

Gráfica 1. Sobreviia de *F. (B.) cubensis* con las tres diet

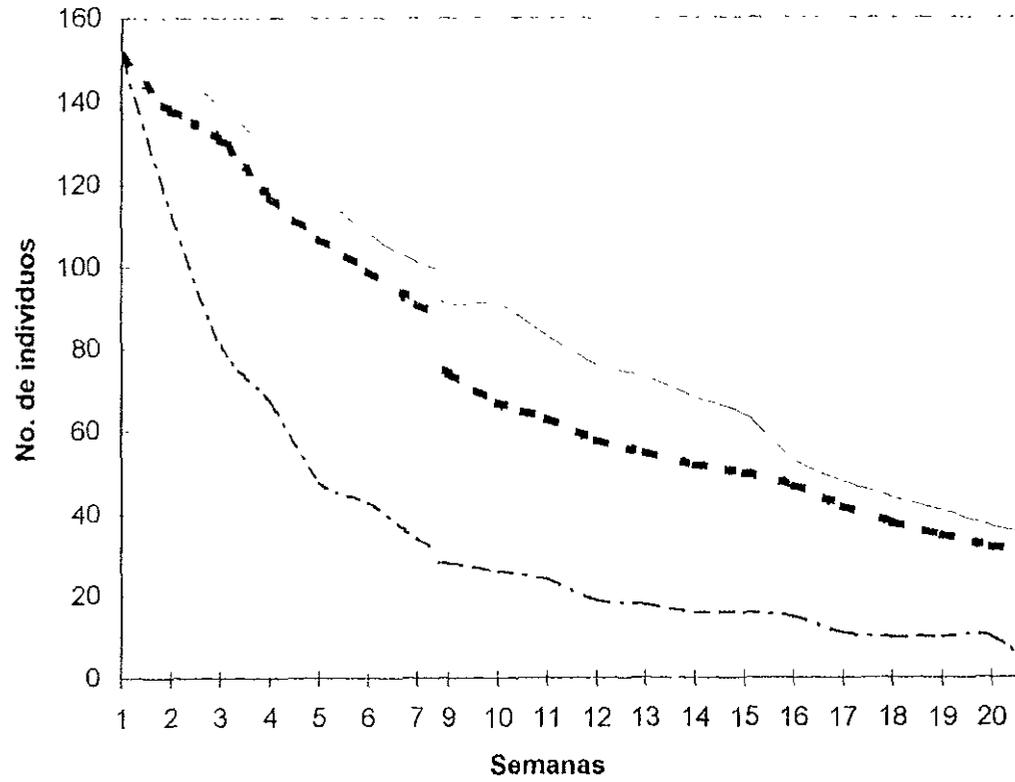


Tabla 9. Resultado de análisis de varianza para las variables sobrevivencia, crecimiento, número de huevos, número de huevos fértiles y natalidad de *Fossaria (B.) cubensis*

PERIODOS VARIABLE	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Sobrevivencia cada 2 sem	ns	*	**	**	**	**	**	**	**	ns
Crecimiento cada 4 sem	ns	**	**	**	**					
Número de huevos cada 2 sem.	ns	ns	ns	ns	ns	ns				
Número de huevos fértiles cada 2 sem.	ns	ns	ns	ns	ns	ns				
Natalidad cada 2 semanas	ns	ns	ns	ns	ns	ns				

ns. no significativo (alfa = 0.05)

\*. significativo (0.05 o menos al alfa = 0.05)

\*\* . altamente significativo (0.01 o menos al alfa = 0.01)

Tabla 3. Prueba de Tukey (Sobrevivencia) de *Fossaria (B.) cubensis*.

PERIODO BISEMANAL	MEDIA	TUKEY	N	DIETA
PRIMER PERIODO	11.9571	A	2	1
	11.5964	A	2	3
	9.8151	A	2	2
SEGUNDO PERIODO	11.0882	A	2	1
	10.5808	A	2	3
	7.5568	B	2	2
TERCER PERIODO	10.2211	A	2	1
	9.7446	A	2	3
	6.1942	B	2	2
CUARTO PERIODO	9.6941	A	2	1
	8.8837	A	2	3
	5.3383	B	2	2
QUINTO PERIODO	9.3249	A	2	1
	8.0613	B	2	3
	4.9990	C	2	2
SEXTO PERIODO	8.6309	A	2	1
	7.5160	B	2	3
	4.3008	C	2	2
SÉPTIMO PERIODO	8.1231	A	2	1
	7.1411	B	2	3
	4.0000	C	2	2
OCTAVO PERIODO	7.1042	A	2	1
	6.6682	A	2	3
	3.5948	B	2	2
NOVENO PERIODO	6.5182	A	2	1
	6.0402	A	2	3
	3.1623	B	2	2
DÉCIMO PERIODO	5.999	A	2	1
	5.612	A	2	3
	1.561	A	2	2

\*dietas con la mismo letra del agrupamiento de Tukey, no hay diferencias significativas

## b) Crecimiento

Primer periodo (semanas 1 a la 4): Las tres dietas tienen el mismo efecto para el crecimiento de los caracoles lo cual es corroborado por la prueba de Tukey ( $P < 0.05$ ). Lo que significa que no existen diferencias significativas en el crecimiento de los caracoles para las tres dietas en las primeras cuatro semanas. (tabla 4 y 5, gráfica 2)

Segundo, tercero, cuarto y quinto periodo (semanas 5 a la 20). Aplicando el análisis de varianza al menos una dieta tiene efecto sobre el crecimiento de los caracoles. Aplicando la prueba de Tukey ( $P < 0.05$ ) la mejor dieta es la dos (tetramín) ya que crecen más los caracoles después le sigue la dieta 1 (alga) y finalmente la 3 (tetramín y alga) (Gráfica No 2 y tabla 5).

Tabla 4. Crecimiento en mm (promedio) de caracoles *Fossaria (B.) cubensis* por dieta y semana

SEM	D-1	D-2	D-3
1	0.9	0.8	0.66
2	1.15	1.1	0.83
3	1.34	1.3	0.96
4	1.47	1.6	1.03
5	1.66	2.16	1.13
6	1.84	2.63	1.21
7	1.97	2.76	1.31
8	2.16	3.03	1.42
9	2.39	3.33	1.54
10	2.63	3.4	1.66
11	2.99	3.49	1.78
12	3.3	3.82	1.9
13	3.49	3.96	2.04
14	3.61	4.18	2.24
15	3.61	4.41	2.42
16	3.84	4.49	2.45
17	3.88	4.75	2.67
18	3.91	5.68	2.89
19	4.07	5.75	3.17
20	4.22		3.37

Gráfica 2. Crecimiento semanal por dieta de *F. (B.) cubensis*

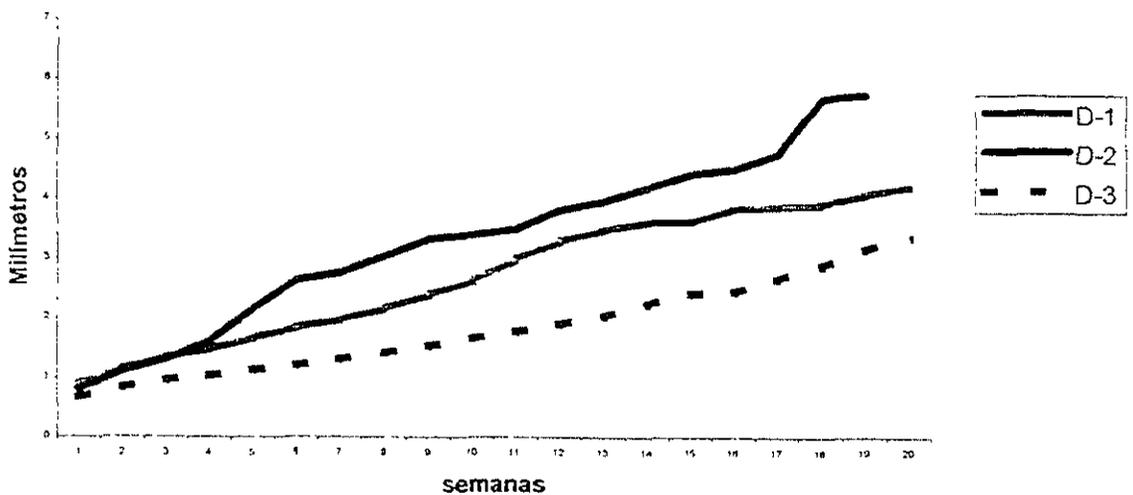


Tabla 5. Prueba de Tukey (Crecimiento) de *Fossaria (B.) cubensis*.

PERIODO CADA CUATRO SEMANAS	MEDIA	TUKEY	N	DIETA
PRIMER PERIODO	1.2150	A	4	1
	1.2000	A	4	2
	0.8700	A	4	3
SEGUNDO PERIODO	2.6450	A	4	2
	1.9075	B	4	1
	1.2675	C	4	3
TERCER PERIODO	3.5100	A	4	2
	2.8275	B	4	1
	1.7200	C	4	3
CUARTO PERIODO	4.2700	A	4	2
	3.6375	B	4	1
	2.2875	C	4	3
QUINTO PERIODO	5.3933	A	3	2
	3.9533	B	3	1
	2.9100	C	3	3

\*dietas con la mismo letra del agrupamiento de Tukey, no hay diferencias significativas

c) Masas ovigeras, número de huevos, número de huevos fértiles y natalidad.

Los datos de masas ovigeras no pudieron ser analizados por medio de la prueba de análisis de varianza ni por la de Tukey ya que sus datos no tienen una distribución normal, pero para los datos de números de

huevos, número de huevos fértiles, y natalidad sí tienen una distribución normal cuando son transformados.

En total se analizaron 6 periodos que corresponden a 12 semanas las variables que corresponden a número de huevos, número de huevos fértiles y natalidad, ninguna dieta tiene efecto de tratamiento, es decir todas las dietas tienen el mismo efecto sobre las variables, no existen diferencias significativas (tablas 6, 7, 8, 9 y 10, gráfico 3).

Tabla 6. Dieta 1. M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. natalidad.  
 \*sem.-re. Es el número de semana cuando comenzaron a ovipositar de *Fossaria(B.) cubensis*

sem.	sem.- re *	M.O	N.H	N.H.F	NAT.
1	11	7	7	7	6
2	12	7	25	25	24
3	13	4	5	5	4
4	14	31	93	89	85
5	15	13	31	29	29
6	16	6	32	32	32
7	17	6	17	17	17
8	18	1	5	5	5
9	19	1	6	6	6
10	20	8	36	36	34
11	21	3	10	10	10
12	22	6	20	20	20
<b>Total</b>		<b>93</b>	<b>267</b>	<b>281</b>	<b>272</b>

Tabla 7. Dieta 2; M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. natalidad.  
 \*sem-re. Es el número de semana cuando comenzaron a ovipositar de *Fossaria(B.) cubensis*

sem	sem-re	M.O	N.H.	N.H.F	NAT.
1	7	1	6	6	4
2	8	2	7	7	7
3	9	5	31	31	31
4	10	6	28	28	26
5	11	2	16	15	2
6	13	3	12	12	12
7	14	5	16	16	15
8	15	10	48	47	44
9	16	7	42	42	39
10	17	1	2	2	1
11	18	5	29	29	29
12	19	3	18	18	6
<b>Total</b>		50	255	253	216

Tabla 8. Dieta 3. M.O. masas ovígeras; N. H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad.  
 \*sem-re. Es el número de semana cuando comenzaron a ovipositar de *Fossaria(B.) cubensis*

sem	sem-re	M.O	N.H.	N.H.F	NAT.
1	15	1	4	4	4
2	18	3	15	15	15
3	19	6	20	20	18
4	20	8	29	29	24
5	21	7	21	21	16
6	22	16	71	71	67
7	23	8	32	32	12
8	24	13	54	54	10
9	25	3	13	13	0
<b>Total</b>		65	259	259	166

Tabla 9. Cantidad de M.O. masas ovigeras; N.H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad, totales por dieta de *Fossaria(B.) cubensis*.

dieta	M.O	N.H.	N.H.F.	NAT.
D-1	93	287	281	272
D-2	50	255	253	216
D-3	65	259	259	166

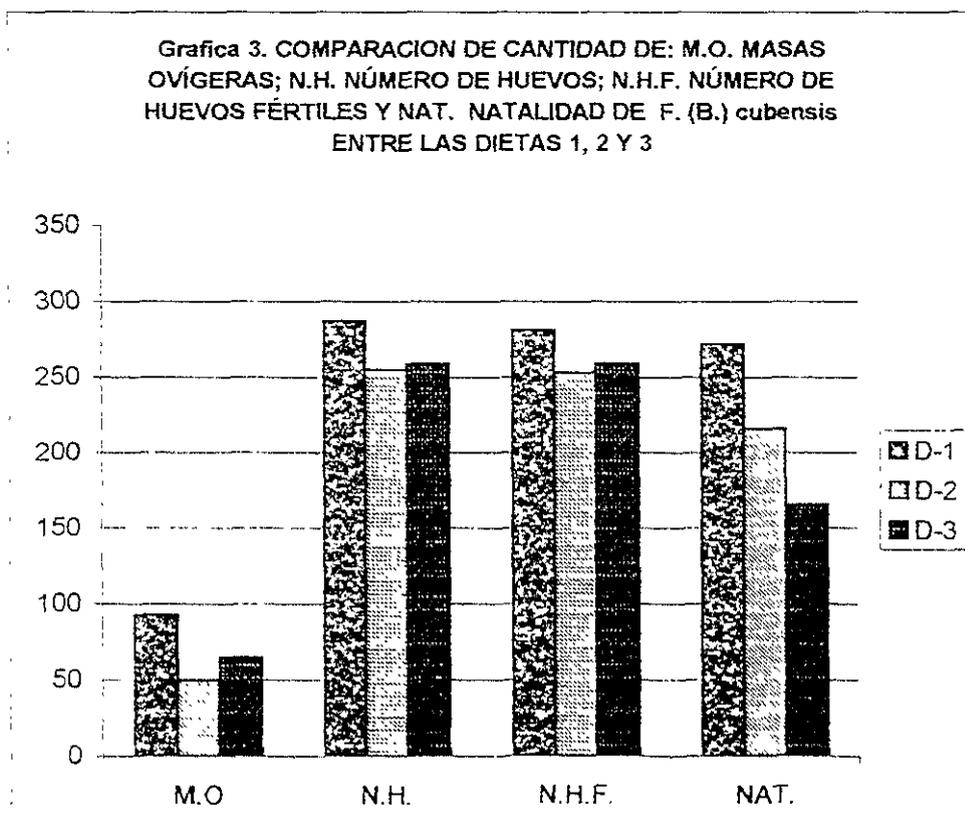


Tabla 10. Prueba de Tukey para: N.H. número de huevos; N.H.F. número de huevos fértiles; NAT. Natalidad, totales por dieta de *Fossaria (B.) cubensis*.

PERIODO CADA CUATRO SEMANAS	VARIABLE	MEDIA TUKEY	N	DIETA
PRIMER PERIODO	Número de huevos	4.881 A	4	1
		3.989 A	4	2
		3.933 A	4	3
PRIMER PERIODO	Número de huevos fértiles	4.829 A	4	1
		3.989 A	4	2
		3.933 A	4	3
PRIMER PERIODO	Natalidad	4.642 A	4	1
		3.828 A	4	2
		3.754 A	4	3
SEGUNDO PERIODO	Número de huevos	6.504 A	4	3
		4.598 A	4	2
		4.396 A	4	1
SEGUNDO PERIODO	Número de huevos fértiles	6.504 A	4	3
		4.548 A	4	2
		4.350 A	4	1
SEGUNDO PERIODO	Natalidad	4.703 A	4	3
		4.350 A	4	1
		3.846 A	4	2
TERCER PERIODO	Número de huevos	4.381 A	4	2
		4.021 A	4	1
		3.606 A	1	3
TERCER PERIODO	Número de huevos fértiles	4.381 A	4	2
		4.021 A	4	1
		3.606 A	1	3
TERCER PERIODO	Natalidad	3.979 A	4	1
		3.770 A	4	2
		0.000 A	1	3

\*dietas con la mismo letra del agrupamiento de Tukey, no hay diferencias significativas

## 2. *Pseudosuccinea columella*

Como se indicó anteriormente este caracol es relativamente fácil de cultivar, tiene un alto potencial biótico y por tal motivo no existieron motivos para estudiarlo, como en la especie anterior. Se cultivó como se indicó en método obteniéndose éxito y caracoles suficientes para las pruebas de susceptibilidad.

## C. IDENTIFICACIÓN DEL PARÁSITO ADULTO

Para la identificación de los parásitos se logra en estado adulto aplicando las técnicas rutinarias de cortes histológicos, (Eduardo, 1982) se requieren de cortes sagitales para la observación del acetábulo, la faringe y la genitalia terminal principalmente, además de otras estructuras de la anatomía de estos gusanos.

### 1. Descripción morfológica de *C. cotylophorum* en este estudio

Se encontró que corresponde a *Cotylophoron cotylophorum* de acuerdo con Eduardo (1982).

De acuerdo a lo observado en el corte histológico, tiene un acetábulo de tipo cotiloforon, ya que éste presenta claramente una musculatura oblicua que separa la musculatura ventral exterior circular; las unidades musculares del acetábulo se presentan como sigue: dec de 13 a 25, dic de 40 a 58, vic de 42 a 55 y vec de 13 a 17, su diámetro es de 1.8 x 1.6 a 2.5 x 1.8 mm. La genitalia terminal es de tipo cotiloforon, ya que presenta una gran ventosa, con un diámetro de .70 a .89 mm. la faringe es de tipo calicoforon y con una longitud de .62 a .72 mm. El esófago presenta un bulbo esofágico y tiene una longitud de .70 a .86 mm. La longitud total del cuerpo es

de 4.5 a 5.7 y una anchura de 1.0 a 2.8 mm. La relación largo del cuerpo con el diámetro del acetábulo es de 1:1.94 - 1:3.04; la relación entre el largo del cuerpo y el largo de la faringe es de 1:6.8 - 1: 8.5.

En preparación total presentan una longitud general de 9.5 a 11 mm y una anchura de 3.9 a 5.4 mm, el acetábulo es subterminal en posición ventral, de 2.3 a 2.8 mm de diámetro. La relación largo del cuerpo con diámetro del acetábulo es de 1:3.7-1:4.1.

El aparato digestivo se encuentra formado por la ventosa oral o faringe, sin papilas exteriores. La longitud de la faringe es de .40 a .80 mm, la cual presenta una relación con la longitud del cuerpo de 1:11.7-1:24.6 El esófago presenta un pequeño bulbo esofágico a la altura de la bifurcación intestinal; los ciegos intestinales terminan por debajo de los testículos y hasta un tercio del acetábulo. El aparato reproductor masculino se encontró formado por dos testículos lobulados en posición diagonal uno respecto al otro, situados entre los ciegos intestinales, anteriores al ovario. Los conductos deferentes dirigidos hacia adelante, sinuosos; el poro genital localizado debajo de la bifurcación intestinal a una distancia de ella de 0.40

a 1.1 mm; el diámetro de la ventosa genital es de 0.81 a 1.3 mm.

El aparato reproductor femenino formado por un ovario localizado en la parte posterior derecha del testículo inferior y arriba del acetábulo con medidas de 0.54 x 0.45 a 0.86 x 0.72 mm de diámetro. El ootipo rodeado por la glándula de Mehlis, a él llega el oviducto y el conducto vitelario y sale el canal de Laurer, dirigido hacia la parte dorsal del cuerpo cruzando la vesícula excretora; del ootipo sale el útero sinuoso, que se dirige hacia delante. Las glándulas vitelarias se localizan desde donde termina la faringe hasta por debajo del acetábulo. Los huevos miden de 0.13 x 0.05 a 0.07 x 0.05 mm (Figs. 27 y 28)

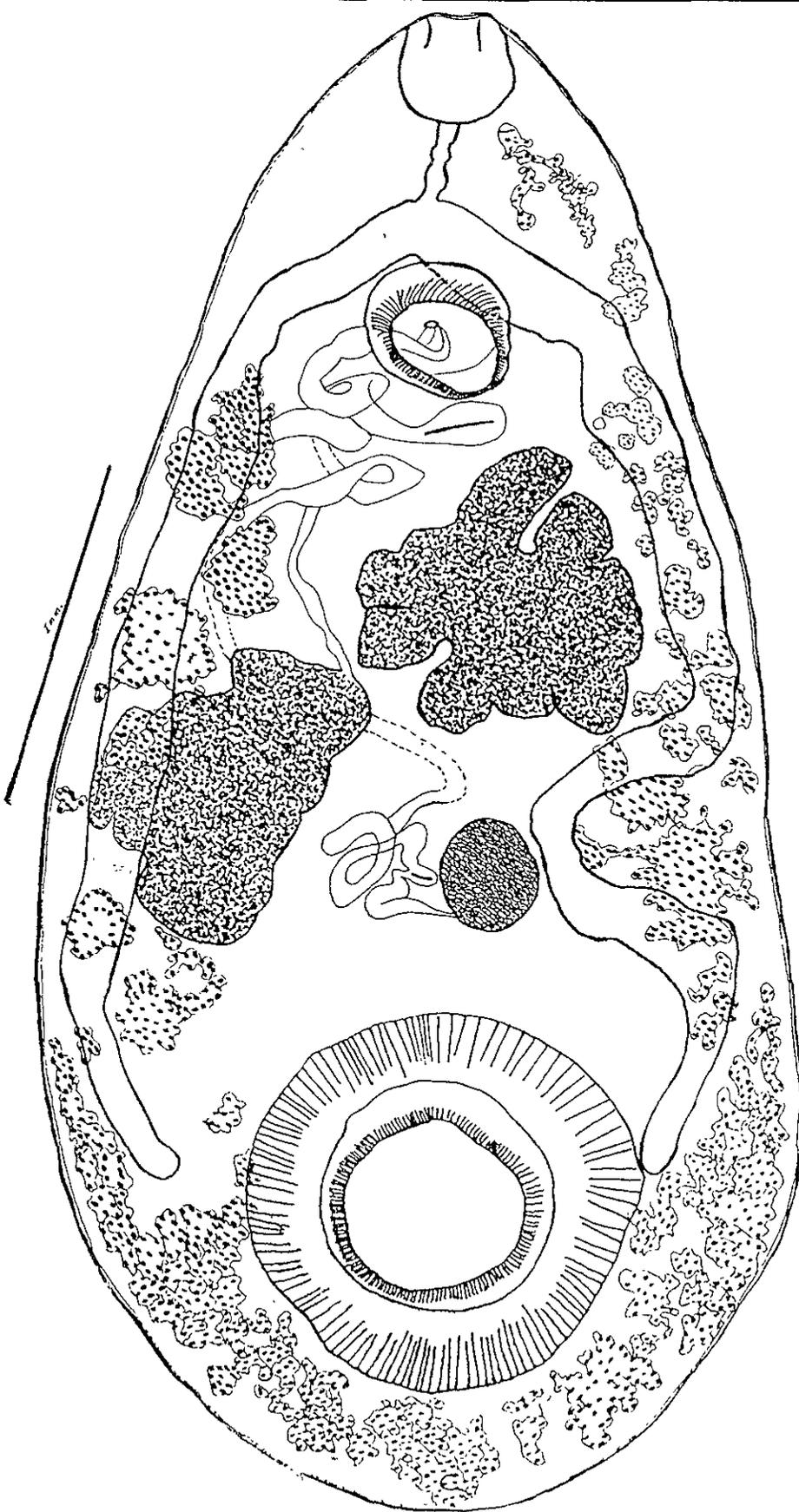


Fig. 21. *Cotylophoron cotylophorum* vista total (dibujo original en este estudio).

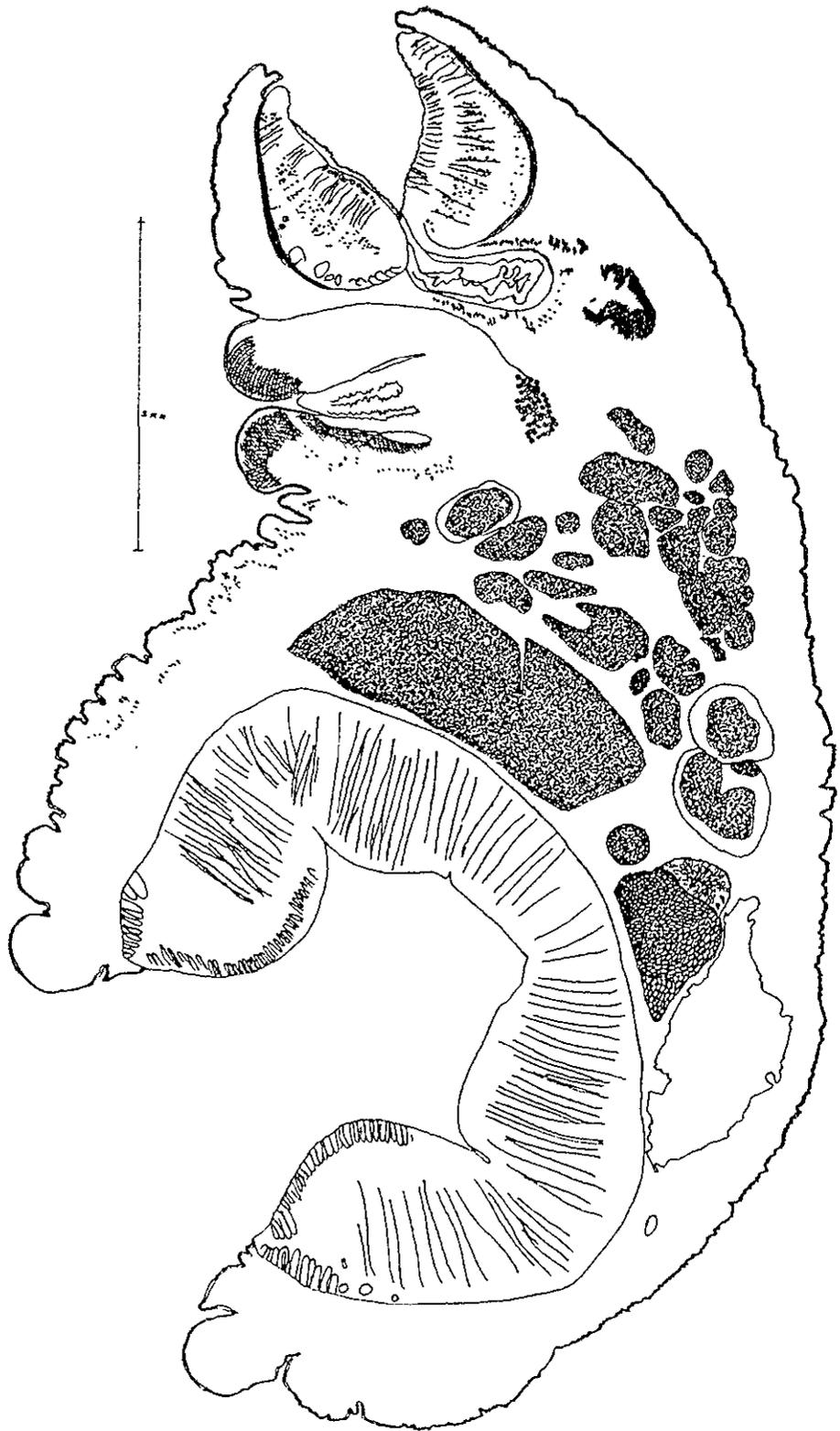


Fig. 28. *Cotylophoron cotylophorum* corte sagital (dibujo original en este estudio).

D) SUSCEPTIBILIDAD DE LOS CARACOLES A LA INFECCION CON  
*Cotylophoron cotylophorum*.

Se observó la penetración del miracidio al ponerlo en contacto con los caracoles. (Figs. 29 y 30).

En las disecciones efectuadas y en los cortes histológicos de los caracoles expuestos se observaron redias desde los 23 días post-contacto, en los cortes histológicos se pueden apreciar redias, cercarias en desarrollo e inclusive en algunos caracoles se observó que no se salen las cercarias y que dentro del mismo caracol se enquistan entre la concha y el manto (Figs. 31, 32, 33, 34, 35, 36, 37, 38).

Las dos especies de caracol hasta cierto grado presentan periodos similares de incubación; el tiempo en el que empezaron a liberar cercarias fue a partir de 51 a 98 días post infección, en el caso de *F. (B.) cubensis* y de 70 a 71 días postinfección para el caso de *P. columella*.

El número máximo promedio de cercarias liberadas por caracol fue de 461 que correspondió a *F. (B.) cubensis* con una dosis de 5 miracidios (Tabla 11)



Fig. 3. 1. 2. 3. 4. 5. 6. 7. 8. 9. 10. 11. 12. 13. 14. 15. 16. 17. 18. 19. 20. 21. 22. 23. 24. 25. 26. 27. 28. 29. 30.

El número de cercarias liberadas fue mayor en *F. (B.) cubensis* que en *P. columella* (Tablas 11, 12, 13, 14 y 15)

En el caso de *F. (B.) cubensis* se observó cierta resistencia a las infecciones ya que con una dosis de 5 miracidios, algunos caracoles murieron y al diseccionarse contenían pocas redias, aunque el tiempo postcontacto era ya de 42 a 49 días, y se esperaba encontrar mayor cantidad de redias, e incluso cercarias en formación, aun suponiendo que solo hubiese penetrado uno solo de los miracidios. Lo anterior nos hace suponer que el molusco cuenta con un mecanismo de defensa y no permita el adecuado desarrollo de las redias en el interior de su cuerpo. Es interesante mencionar otro caso en el que un caracol que expulsó una cercaria a los 70 días postcontacto y no volvió a liberar más cercarias; cuando se le diseccionó a los 112 días postcontacto no tenía ni redias ni cercarias, se encontraba sano; otros caracoles que eran positivos murieron y al diseccionarlos tenían pocas redias en su interior.

En el caso de *P. columella* infectados en forma masiva encontré caracoles a los que por transparencia se podían

observar claramente las cercarias que se desarrollaban en su interior y que sin embargo, nunca emergieron.

En la mayoría de los casos se observó que el crecimiento de los caracoles es similar tanto en los negativos como en los positivos, pero también hubo casos en los que los positivos tenían un tamaño ligeramente menor en relación con los negativos.

Se observó que cuando un caracol comienza a liberar cercarias lo puede hacer por varios días; en algunas ocasiones se notó que estos caracoles dejan de alimentarse y que están inactivos, casi no reaccionan al tacto, cuando se fijaron caracoles el día que liberaron cercarias en el análisis del corte histólogo se observa que aún tiene en sus tejidos redias y cercarias en desarrollo. Se logró observar casos de caracoles que entraban en una especie de estupor ya que inclusive se les veía con la abertura de la concha hacia arriba y sin alimentarse por transcurso de una semana se podían mover ligeramente y reaccionar también ligeramente al tacto. Al observarlo al microscopio estereoscópico, por transparencia, se veían las cercarias en la zona de la espira, después lograron liberar algunas cercarias. Al diseccionarlos todavía se observó un gran número de

cercarias que no fueron liberadas. Por otro lado hubo caracoles en los que habían cumplido 82 días postcontacto, también eran positivos, sin embargo eran activos y se alimentaban, pero liberaron muy pocas cercarias y murieron. Al diseccionarlo tenía numerosas redias y cercarias, por lo que se puede decir que la reacción visible o el comportamiento de los caracoles puede depender más de su estado fisiológico individual que de la infección misma.

En los cortes histológicos se pueden apreciar las redias y cercarias, con diferente grado de desarrollo. (Figs. 39, 40 y 41).

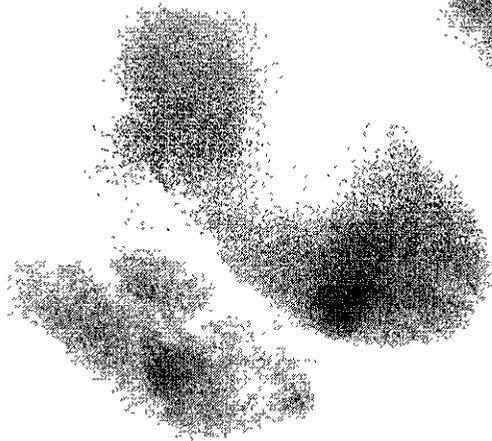
En el caso de *F. (B.) cubensis* se observó una mayor mortalidad de los caracoles a una exposición mayor de miracidios que en este caso fue de cinco. lo mismo sucede en el caso de *P. columella* hubo mayor mortalidad en el caso de exposición masiva de miracidios.

Los ejemplares de *F. (B.) cubensis* y *P. columella* infectados con *C. cotylophorum* no sufrieron retraso en su crecimiento o en su desarrollo e inclusive algunos ejemplares llegaron a reproducirse de manera normal.

31



32



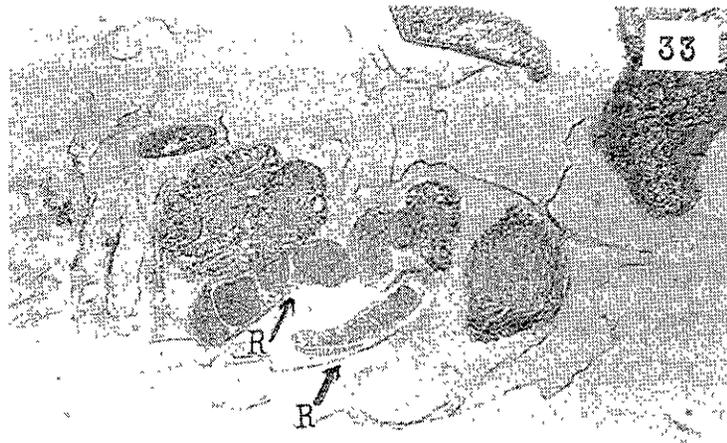


Fig. 34

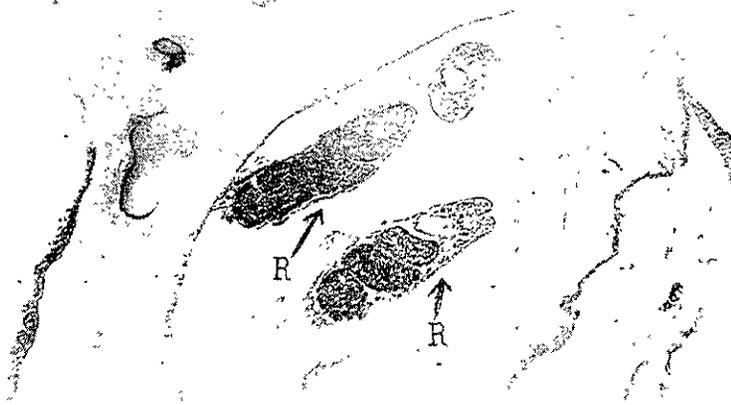
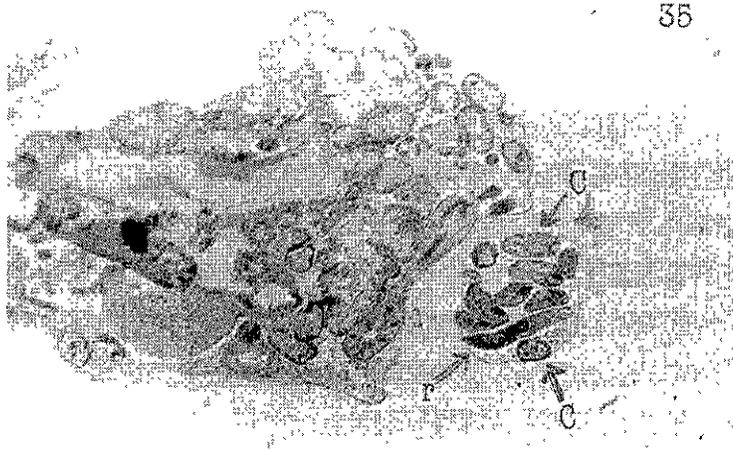


Fig. 33. *Thalassiosira weissflogii*. Electron micrograph of the cytoplasm of a cell. The arrows indicate the presence of ribosomes. Magnification:  $\times 100,000$ . (From *Journal of Marine Research*, 1968, 26, 1-12).

35

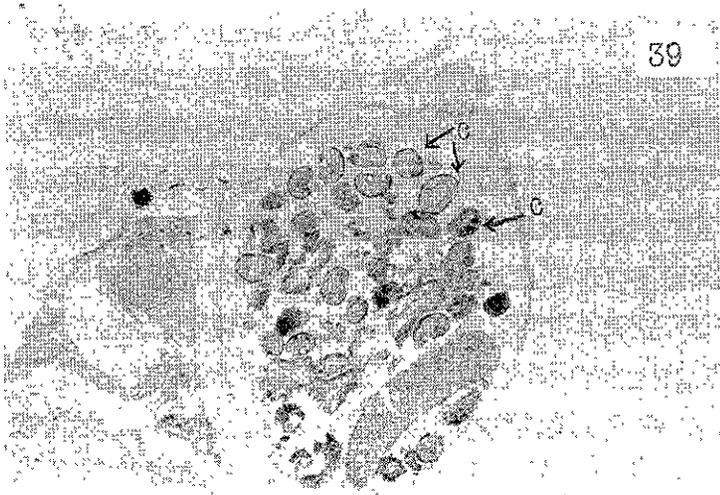


36

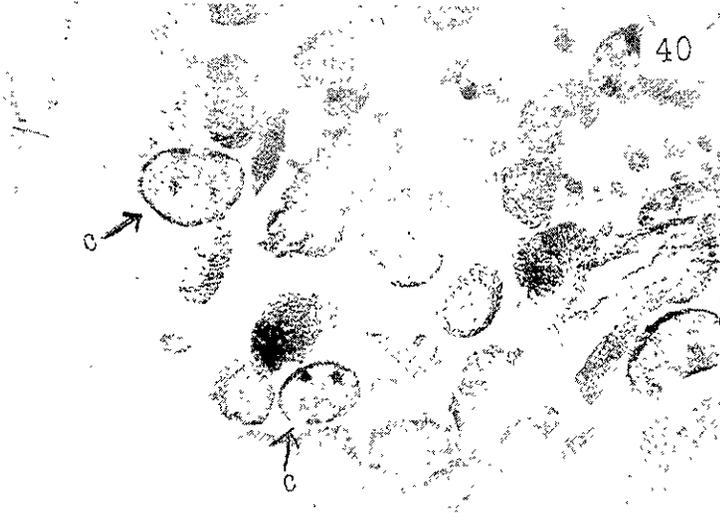




39



40



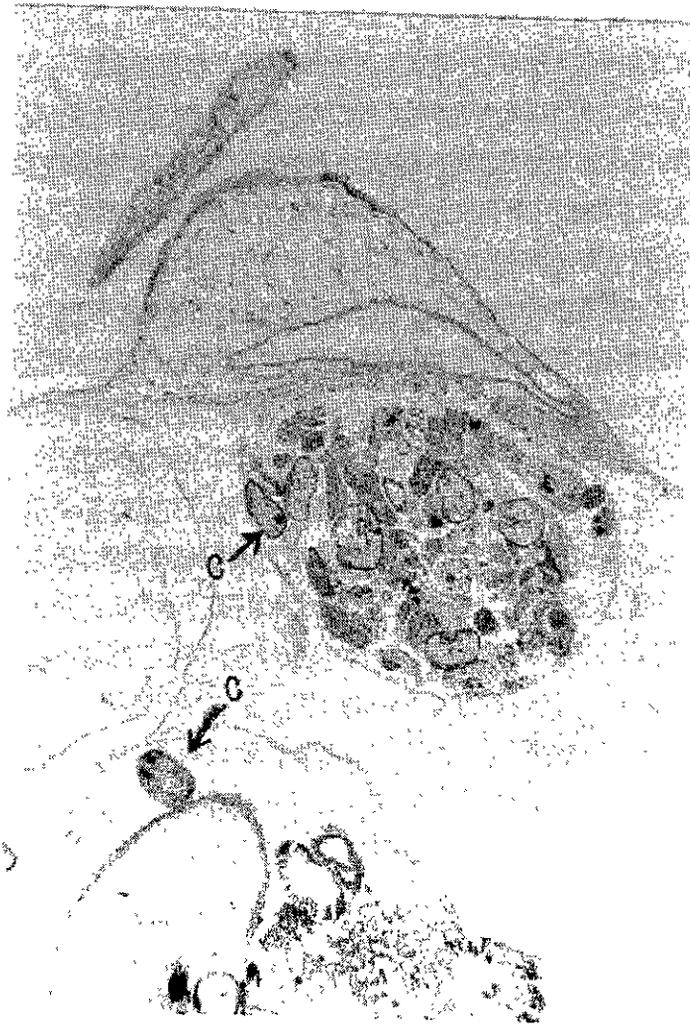


Fig. 1. Histology of *P. c. tuberculata*, showing  
the structure of the tubercles and the presence  
of the parasite.

Tabla 11. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Fossaria (B.) cubensis* con 5 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver. \*

LOTE	MES	No de Caracoles expuestos	Disecccionados		Sobrevivientes		Total:		% Susceptibilidad	Media de cercarias expulsadas
			+	-	+	-	+	-		
1	JUL OCT	8	2	2	1	3	3	5	37.5	0
2	SEP NOV	9	4	1	4	0	8	1	88.88	257
3	SEP NOV	7	3	0	2	2	5	2	71.42	58
4	SEP NOV	3	1	0	2	0	3	0	100	37
5	SEP DIC	10	0	2	4	4	4	6	40	124
6	SEP DIC	8	2	2	1	3	3	5	37.5	35
7	OCT ENE	11	1	1	3	6	4	7	36.36	15
8	OCT ENE	4	0	0	1	3	1	3	25	76
9	OCT ENE	6	1	0	1	4	2	4	33.33	245
10	OCT FEB	10	1	1	1	7	2	8	20	461
11	OCT FEB	10	0	1	6	3	6	4	60	87
12	OCT FEB	9	0	1	4	4	4	5	44.44	4
13	OCT ENE	8	1	1	2	4	3	5	37	0
14	FEB MAY	6	0	0	0	6	0	6	0	0
15	ABR JUN	3	0	0	1	2	1	2	33.33	0
16	ABR JUN	5	0	0	1	4	1	4	20	105
17	ABR JUN	7	3	0	1	3	4	3	44.44	0
18	ABR JUN	7	1	1	3	2	4	3	44.44	0
19	MAY JUL	7	0	4	0	3	0	7	0	0
totales		138	20	17	38	63	58	80	42.02	

\* Del periodo 1996/1997. El promedio de la altura de la concha fue de 2 a 3 mm.

Tabla 13. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con 3 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver. \*

LOTE	MES	No de Caracoles expuestos	Diseccionados		Sobrevivientes		Total		% Susceptibilidad	Media de cercarias expulsadas
			+	-	+	-	+	-		
1	MAY AGO	12	0	0	0	12	0	12	0	0
2	MAY AGO	4	1	0	0	3	1	3	25	0
3	MAY AGO	8	0	2	0	6	0	8	0	0
4	MAY JUN	8	0	8	0	0	0	8	0	0
5	OCT DIC	13	0	4	0	9	0	13	0	0
6	OCTD IC	9	0	6	3	0	3	6	33.33	37
TOT.		54	1	20	3	30	4	50	7.4	

\*Del periodo 1997/1998. El promedio de la altura de la concha fue de 3 a 4 mm.

Tabla 14. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con 5 miracidios de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver. \*

LOTE	MES	No de Caracoles expuestos	Diseccionados		Sobrevivientes		total		% Susceptibilidad	Media de cercarias expulsadas
			+	-	+	-	+	-		
1	MAY SEP	7	1	0	0	6	0	7	0	0
2	SEP DIC	20	0	3	0	17	0	20	0	0
3	SEP DIC	20	0	4	0	16	0	20	0	0
4	SEP DIC	16	0	4	0	12	0	16	0	0
5	SEP DIC	13	0	4	0	9	0	13	0	0
TOT.		76	1	15	0	60	0	76	0	

\*Del periodo 1997. El promedio de la altura de la concha fue de 3 a 4 mm.

Tabla 15. Porcentaje de infección (Susceptibilidad) de *Pseudosuccinea columella* con miracidios (expuestos en forma masiva) de *Cotylophoron cotylophorum* de San Rafael Ver. \*

LOTE	MES	No de Caracoles expuestos	Diseccionados		Sobrevivientes		total		% Susceptibilidad	Media de cercarias expulsadas
			+	-	+	-	+	-		
1	SEP DIC	13	2	0	2	9	4	9	30	0
2	SEP DIC	11	0	2	2	7	2	9	18	10
3	SEP DIC	20	1	3	4	12	5	15	25	30
TOTAL		44	3	5	8	28	11	33	25	

\* Del periodo 1997. EL promedio de la altura de la concha fue de 3 a 4 mm.

## V. DISCUSIÓN

### A. IDENTIFICACIÓN DE LOS CARACOLES

No existen acuerdos universales a cerca de los criterios para clasificar a los lymneidos (Fam. Lymnaeidae) y aunque se han realizado estudios inmunológicos relacionados con ciertas proteínas del pie y se corroboran ciertos géneros, esos estudios no serían capaces de distinguir divisiones finas dentro de esos taxa, en general las características de la concha, la rádula y características del aparato reproductor siguen siendo útiles para diferenciar, las categorías taxonómicas dentro de esta familia (Burch y Lindsay, 1973; Burch, 1982).

Es importante también aclarar que existe mucha confusión en México y en otras partes de América de la nomenclatura de ciertas especies como es el caso *Pseudosuccinea columela* que ha sido nombrada equivocadamente por Trejo et al., (1985) como *Limnaea columella*; o como el caso de *Fossaria (B.) cubensis* y *Fossaria (Fossaria) humilis* que fueron señaladas erróneamente como *L. cubensis* y *L. humilis*

respectivamente por Nieto et al., (1985) y Castro-Trejo et al., (1990).

## B. CULTIVO DE CARACOLES

### 1. *Fossaria (B.) cubensis*

Relativo al cultivo de estos caracoles algunos autores tales como; Foreyt, 1978; Taylor y Mozley, 1948; mencionan haber cultivado a los caracoles en recipientes que contienen una base de lodo en la cual después de un tiempo crecen las algas y adicionan a los caracoles para que estos se alimenten de ellas, sin embargo, en esta experiencia se intentó realizarlo de la misma manera y no dio resultado, ya que los caracoles pequeños se sumergen en el lodo y resulta prácticamente imposible observarlos a diario para su análisis, por lo cual se procedió a colocarlos en cajas de Petri como se indicó en el método, con agua de la llave y adicionando solo el alimento. De esta manera se evita que los caracoles se extravíen en el lodo, además de que son menos afectados por otros microorganismos que se localizan de manera natural en éste como bacterias, protozoarios, quizás pequeños oligoquetos y crustáceos.

### a. Supervivencia

Vera (1985) encontró en su estudio que una dieta de combinado de (lechuga, alga y alimento para peces) era mejor para la supervivencia de *Lymnaea cubensis sensu Fossaria (B.) cubensis*, que alimentarlos sólo con alga sin embargo, en este estudio encontramos que es mayor la supervivencia con el alga *Oscillatoria* spp (dieta 1) que con las otras dos dietas (dieta 2 y dieta 3 Tetramín<sup>®</sup> y alga) (Gráfica 1).

### b. Crecimiento

Vera (1985) encontró en su estudio sobre evaluación de dietas, que la mejor dieta para el crecimiento de *Lymnaea cubensis* (igual a *F. (B.) cubensis*) fue la dieta de alga *Oscillatoria* spp y sin embargo en este estudio se descubrió que la dieta que tiene mayor efecto sobre el crecimiento de los caracoles es el alimento para peces Tetramín<sup>®</sup>-D2 (gráfica 2).

c. Masas ovígeras, número de huevos, número de huevos fértiles, natalidad

Con respecto a las variables de número de huevos, número de huevos fértiles y natalidad, aunque en el análisis estadístico de estas variables no hubo diferencias significativas entre las dietas, existen diferencias de tiempo ya que para poder hacer el análisis estadístico se tuvieron que empatar las semanas en que empezaron a producir las variables (huevos). Los caracoles de la dieta 1 empezaron a ovipositar en la semana 11 y hasta la 38. Los caracoles de la dieta 2 empezaron a ovipositar en la semana 7 y hasta la 20 y los caracoles de la dieta 3 empezaron a ovipositar en la semana 15 y hasta la 25; en el análisis estadístico sólo se analizaron las doce primeras semanas de oviposición en el caso de la dieta 1 y 2 y en el caso de la dieta 3, sólo se analizaron nueve semanas de oviposición, que fueron las únicas. De tal modo que se puede decir que los caracoles alimentados con Tetramín<sup>9</sup> (Dieta 2), resultaron más precoces, es decir lograron la madurez sexual en más corto tiempo que los de las otras dos dietas, siguiendo la dieta 1 (alga) y finalmente la dieta 3 (Gráfico 3).

## 2. *Pseudosuccinea columella*.

Baily (1931) indica que es un caracol fácil de cultivar, probablemente por su capacidad de autofecundación, y en este caso se comprobó ya que con unos cuantos ejemplares recolectados fueron suficientes para que se obtuvieran los ejemplares necesarios para las infecciones experimentales; probablemente el alimento que se les proporciona, que en este caso fueron hojas de lechuga "orejona", contenga todos los requerimientos nutritivos que necesita el caracol, además de ser una especie fácilmente adaptable a las condiciones de cautiverio.

### C. IDENTIFICACIÓN DEL PARÁSITO ADULTO

Eduardo (1985) indica que *C. cotylophorum* se caracteriza por tener un acetábulo de tipo cotiloforon, un atrio genital también de tipo cotiloforon, y faringe de tipo calicoforon mismas características que se encontraron en los especímenes de este estudio, (tabla 16) sin embargo es importante mencionar a otros autores tales como Lee y Lowe (1971), De la O (1983), Gupta y Nakhasi (1977) coinciden en mencionar que *C. cotylophorum*

presenta acetábulo y atrio genital de tipo cotiloforon, pero faringe de tipo paramfistomun, basándose en el trabajo realizado por Nasmak (1937).

*C. cotylophorum* esta claramente diferenciada de *P. cervi* como se indica en el cuadro 17, especie también encontrada en México.

Tabla 1b. Características y medidas específicas encontradas por Eduardo (1985) y las encontradas en la especie de esta investigación.

Características	<i>C. cotylophorum</i> (Eduardo, 1982)	<i>C. cotylophorum</i> (en este estudio)
Longitud total	4.82 - 8.93 mm	4.50 - 5.75
Dirección dorso - ventral	2.14-3.45 mm	2.02 - 2.83
Acetábulo	tipo cotiloforon	tipo cotiloforon
Diámetro acetá- bulo	1.51 - 2.34 mm	1.89 - 2.56
Rel. Diam. Act.- Long Tot.	1:2.5 a 1: 4.3	1:1.94 - 1: 3.04
No. Unidades musculares cir. :		
d.e.c.	10 -16	13 -25
d.i.c.	36 - 48	40 - 58
v.e.c.	9 -14	13 -17
v.i.c	45 -59	42 - 55
m.e.c.	10 -14	
Faringe	tipo calicoforon	tipo calicoforon
Longitud de la Faringe	0.61 - 1.01 mm	0.62 - 0.72
Dirección dorsoventral	0.60 - 0.85 mm	
Rel. de la faringe con long.	1: 73 a 1: 10	1: 68 a 1: 85
Rel. F. Con Diam. Acet.	1: 2 a 1: 2.3	
Genitalia terminal	cotiloforon	cotiloforon
Esófago	0.37 - 1.01 mm	0.70 - 0.86

Tabla 17. Comparación entre los genitales terminales, el acetábulo y la faringe, entre *Paramphistomum cervi* y *Cotylophoron cotylophorum*.

ÓRGANO	<i>Paramphistomum cervi</i>	<i>C. cotylophorum</i>
FARINGE	Tipo lioquis	tipo calicoforon
GENITALIA TERMINAL	Tipo gracile	tipo cotiloforon
ACETÁBULO	tipo paramfistomum	tipo cotiloforon
RELACIÓN ENTRE EL DIÁMETRO DEL ACETÁBULO Y LA LONGITUD DEL CUERPO	1:7.6 - 1:3.6 MEDIA 1:4.55	1:4.0 - 1:2.7 MEDIA 1: 3.72

## D. SUSCEPTIBILIDAD DE LOS CARACOLES A LA INFECCIÓN

### CON *C. cotylophorum*

Las dos especies de caracol *Pseudosuccinea columella* y *Fossaria (B.) cubensis* expuestas a *C. cotylophorum*, resultaron susceptibles a éste último, la especie más susceptible fue *Fossaria (B.) cubensis* con un 42.02% con una exposición de 5 miracidios (tabla 11), asumiéndose que la presencia de las redias en el caracol es una indicación fiable de la susceptibilidad del caracol (Cruz-Reyes y Malek, 1987). Esto concuerda con lo encontrado por Larramendy et al., 1984 en el sentido de que *Fossaria (B.) cubensis* se comporta como hospedero intermediario de miembros de la Familia Paramphistomidae, *in vitro* en Cuba.

Los porcentajes de infección por lote en el caso de *F. (B.) cubensis* con una exposición de 3 miracidios va de 0% al 36% con un promedio general del 11% (tabla 12) y con 5 miracidios va del 20% al 100% con un promedio de 42 % (Tablas 11 y 12) y en el caso de *P. columella*, con dosis de 3 miracidios va de 0% al 33% con un promedio de 7.4% (tabla 13) y con 0% en el caso de 5 miracidios

(tabla 14) y con un 18% a un 30%, con un promedio de 25% en forma masiva (tabla 15).

No existen trabajos previos que aporten información acerca de los aspectos relacionados con la susceptibilidad o infección de estos caracoles causada por *C. cotylophorum*, excepto el realizado por Krull (1934) en el cual elucida el ciclo de vida de *C. cotylophorum* y trabaja con *Fossaria modicella* Say, en condiciones de laboratorio.

Creo que *P. columella* es una especie poco susceptible no solo por los bajos porcentajes de susceptibilidad encontrados, sino también por la producción de cercarias que fue muy bajo (tabla 13, 14 y 15) cuyo promedio máximo por caracol fue de 37 cercarias y además de que el tiempo de liberación de ella fue también un periodo muy largo de 70 a 77 días postcontacto, sin embargo, por los resultados obtenidos en este trabajo es de suponer que en condiciones naturales esta especie de caracol puede actuar como hospedero intermediario en aquellas situaciones en las que concurren tanto el parásito (*C. cotylophorum*), como el caracol (*P. columella*), y que sobre todo hubiera una

alta densidad de miracidios cercanos a los caracoles. Es común que en las zonas donde se han registrado ambas especies se formen pequeños charcos en donde incurran ambos, ya en estas condiciones es probable que se de una exposición masiva a los miracidios, condición que provoca un mayor porcentaje de susceptibilidad, como se demostró en este trabajo.

Krull (1934) encontró que las cercarias de *C. cotylophorum* en *F. modicella* fueron liberadas a partir de los 32 días postinfección, por lo que aquí se observó un periodo mucho más largo en estado intramolusco en las dos especies de caracol.

El número máximo promedio de cercarias liberadas por caracol fue de 461 que correspondió a *F.(B.) cubensis* con una exposición de 5 miracidios esto es contrario a lo que encontró Castro et al., (1990); ellos mencionan que el número de cercarias liberadas por 3 especies de *Lymnaea* infectadas con *P. cervi* es inversamente proporcional a la exposición de miracidios.

En el caso de *F. (B.) cubensis* se observó una mayor mortalidad de los caracoles a una dosis mayor de

miracidios que en este caso fue de cinco miracidios, lo mismo sucede en el caso de *P. columella*, en donde hubo mayor mortalidad en el caso de dosis masiva de miracidios. De tal manera que ambas especies se comportan de manera similar. Estos resultados concuerdan con los de Castro-Trejo et al., (1990) pero con *P. cervi* en *L. palustris*.

La epidemiología de la paramfistomiasis no ha sido estudiada en México (Castro-Trejo et al., 1990), y ni lo ha sido la taxonomía de este grupo de parásitos (Paramfistomidos) o sus hospederos intermediarios. En México únicamente se ha registrado la presencia de *P. cervi*, *C. cotylophorum*, *P. microbothrium* y *Calicophorum* spp; pero posiblemente haya mas especies; hace falta un estudio profundo para saber que otras especies existen, y cuál es su prevalencia. Se sabe que existen en la zona del sur-este del país (Tabasco, Sur y Norte de Veracruz, Chiapas). (Quiroz et al., 1972; Quiroz y Ochoa, 1972; Quiroz et al., 1973); Arismendi, 1981; Cortés y Vázquez, 1996), y sin embargo, se requiere un estudio más exhaustivo sobre su exacta distribución. Respecto al hospedero intermediario en México, se han registrado las especies *L. columella*, *L. obrusa* var *decampi*, *L.*

*palustris*, y *Fossaria* spp como las responsables de la transmisión de la paramfistomiasis (Castro, 1983; Trejo et al., 1985; Nieto et al., 1985; Vázquez, 1987). Considero también que hacen falta muchos estudios sobre la distribución de los caracoles en relación a la paramfistomiasis así como de su taxonomía y clasificación ya que existe mucha confusión al respecto a ellos (Cruz-Reyes, 1982). (Cruz y Malek, 1987) por lo que también es de suma importancia que los malacólogos concuerden con dichos temas.

Castro-Trejo et al., 1990, señalan que *L. cubensis* (igual a *F. (B.) cubensis*) puede ser infectada por *P. cervi* en condiciones de laboratorio y que desde un punto de vista epizootiológico este puede ser un transmisor menos efectivo de estos tremátodos, sin embargo en este estudio se encontraron altos porcentajes de susceptibilidad para *C. cotylophorum* por lo que se consideran pueden ser buenos transmisores en su medio natural. Trejo et al. , 1985 señalan además a *L. cubensis* (igual a *F. (B.) cubensis*) con un 36% de susceptibilidad a *Paramphistomum* spp, aunque los estudios que ellos realizaron son con *P. cervi* y no con la especie de este trabajo, no existen en México y en otros lados del mundo

estudios de referencia, por lo que se puede decir que *F.(B.) cubensis* es buen hospedero intermediario de los paramfistómidos y en particular de *C. cotylophorum*, como lo demuestra este estudio.

Tradicionalmente la introducción de borregos Pelibuey y de ganado a las granjas es una práctica común en las regiones tropicales de México, esta situación ofrece una oportunidad para la introducción y propagación de los parásitos del ganado, en especial en aquellas localidades en donde las especies de Lymneidos sean abundantes (Castro-Trejo et al. , 1990).

Las diferencias en el grado de susceptibilidad e intensidad de la infección entre especies de Lymneidos pueden ser una manifestación de divergencia en su base genética, en la talla y en el momento de exposición del caracol (Zischke, 1967 en Cruz-Reyes y Malek, 1987).

Existe una gran variación en los métodos empleados, muchos autores utilizan sistemas de exposición en masa, sin importar la edad y el tamaño del caracol y en muchos casos las infecciones son registradas como ligeras o severas (Cruz y Malek, 1987) por lo que sería de suma

importancia unificar criterios al respecto tanto en la forma de poner en contacto a los caracoles con los miracidios, tamaño de los recipientes que se utilizan, su capacidad o volumen, edad y talla de los caracoles.

Bennet, 1936 en Price, 1953 encontró que el hospedero natural de *C. cotylophorum* en Louisiana es *Fossaria parva* y que *F. modicella* es un hospedero experimental. Price (1935): en Price, 1953 logró infectar a *F. cubensis* con *C. cotylophorum* en Puerto Rico y finalmente Krull (1934) encontró que *F. modicella* es capaz de fungir como hospedero intermediario de *C. cotylophorum*. En México sólo se han encontrado especies de Lymneidos como hospederos intermediarios de los paramfistómidos (Trejo et al., 1982; Castro, 1983; Trejo et al., 1985; Nieto et al., 1985; Vázquez, 1987; Castro-Trejo et al., 1990; Trejo et al., 1983) y sin embargo en otras regiones del mundo se han encontrado otras familias como Planorbidae (Yamaguti, 1971); Physidae y Bulinidae (Odening, 1979); por lo que es probable que no esté suficientemente estudiado este aspecto en México. Es importante también recalcar que en las mismas especies de caracoles que son hospederos de *Fasciola hepatica* pueden actuar como hospederos de algunos paramfistómidos y se encuentran

además en las mismas localidades. (Cruz-Reyes y Malek, 1987).

Es muy probable que los paramfistómidos y las *Fasciola hepatica* hayan sido introducidos en México junto con el ganado probablemente con la llegada de los españoles.

## VI. CONCLUSIONES

1. Con la dieta 1 (alga *Oscillatoria spp*) hubo mayor sobrevivencia de *F. (B.) cubensis* que con la dieta 2 (Tetramín<sup>®</sup>) y la dieta 3 (alga *Oscillatoria spp* y Tetramín<sup>®</sup>), para el periodo analizado de 20 semanas así mismo la dieta 3 permitió mayor sobrevivencia que la dieta 2, de tal modo que la dieta menos adecuada para sobrevivencia fue el alimento para peces Tetramín<sup>®</sup> y la mejor dieta el alga *Oscillatoria spp*.
2. El crecimiento de *F. (B.) cubensis* en las cuatro primeras semanas, fue similar con cualquier dieta, sin embargo, de la semana cinco y hasta la veinte los caracoles tuvieron mayor crecimiento con la dieta 2 (Tetramín<sup>®</sup>), le sigue la dieta 1 (alga) y el menor crecimiento lo tuvieron con la dieta 3 (Tetramín<sup>®</sup> y alga).
3. Los caracoles *F. (B.) cubensis* alimentados con Tetramín<sup>®</sup> (dieta 2), resultaron más precoces, es decir lograron la madurez sexual en más corto tiempo que los de las otras dos dietas, siguiendo la dieta 1

(alga) y finalmente la dieta 3. Por tanto de acuerdo con estos parámetros no existen diferencias estadísticamente significativas.

4. *F. (B.) cubensis* y *P. columella* se comportan como hospederos intermediarios de *C. cotylophorum* bajo condiciones de laboratorio en México.

5. La mortalidad de los caracoles *F. (B.) cubensis* y *P. columella* se incrementa aumentando la dosis de miracidios administrada.

6. La especie más susceptible a *Cotylophoron cotylophorum* fue *F. (B.) cubensis*.

7. En México hacen falta mas estudios relacionados con la paramfistomiasis (¿Que otras especies hay en México?, ¿Qué daños causan al hospedero definitivo?, ¿Cual es el daño económico al ganadero?); además de los relacionados con sus hospederos intermediarios (¿qué especies son hospederos intermediarios naturales?).

## VII. BIBLIOGRAFÍA

- Baily, J. L. 1931. Some data on growth, longevity, and fecundity in *Lymnaea columella* Say. *Biology Generalis* 7:407-428.
- Baker, F. C. 1911. The Lymnaeidae of North and Middle America, recent and fossil. Chicago, Academic of Science, Special Publication No 31. 1- 539.
- Bargues, M. D., Mangold, A. J., Muñoz- Antoli, C., Pointier, J. P. and Mas-Coma, S. 1997. SSU rDNA Characterization of Lymnaeid snails transmitting human fascioliasis in South and Central America. *Journal of Parasitology* 83:1086-1092.
- Blood, D. Ch. y Henderson, J. A. Y Radostis, O. M. 1982. *Medicina veterinaria*. Cuarta Ed. Limusa México. D. F. 1191 pp.
- Borchert, A. 1964. *Parasitología veterinaria*. Tercera edición. Acribia Zaragoza, España. 745 pp.
- Burch, J. B. 1982. *Freshwater snails (Mollusca: Gastropoda) of North America (enviromental monitoring and support laboratory office of*

research and development). US Enviromental Protection Agency. 249 pp.

Burch, J. B. y Cruz-Reyes, A. 1987. Clave genérica para la identificación de gasterópodos de agua dulce en México. Instituto de Biol. UNAM. 47 pp.

Burch, J. B., and Lindsay, B. K. 1968. An Immunological approach to Lymnaeid systematics. The American Malacological Union, Inc. Annual Report. 22-23

Burch, J. B., and Lindsay, G.K. 1973. Taxonomic groupings in the Lymnaeidae. Bulletin of the American Malacological Union, Inc. 40:15.

Castro-Trejo, L. 1983. Identificación de caracoles del género *Lymnaea* como vectores de paramfistómidos en México. IV Reunión Anual de la Asociación Mexicana de Parasitología Veterinaria A. C.

Castro-Trejo, L., García-Vaquez, Z., Casildo Nieto, J. 1990. The susceptibility of lymnaeid snails to *Paramphistomum cervi* infections in México. Veterinary Parasitology 35(1-2) 157-161.

Cortés, H. S. E. y Vázquez, C. S. 1996. Hallazgo de dos especies de tremátodos de la familia

Paramphistomidae parásitos de bovinos colectados en el rastro municipal de Texcoco. México. Dintel 3:46 -49.

Cruz-Reyes, A. 1982. Differential suitability of six species of lymnaeid snails exposed to *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758. Ph.d. Dissertation Tulane University, New Orleans, L.A. 178 pp.

Cruz-Reyes, A. and Malek, E. A. 1987. Suitability of six lymnaeid snails for infection with *Fasciola hepatica*. Veterinary Parasitology 24(3-4):203-210.

Dawes, B. D.Sc. 1936. On the collection of Paramphistomidae from Malaya, with revision on the genera *Paramphistomum* Fischöeder, 1901 and *Gastrothylax* Poirier, 1883 Parasitology 28 (3):310-354

De Araujo, C. H. M. and Pezzi, G. M. 1992. *Cotylophoron travassosi* n sp. (Trematoda : Paramphistomidae) from cattle. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro 87 supl 1:69-72

Eduardo, S. L. 1980. *Orthocoelium indonesiense*, a new species of Amphistome from ruminants in Indonesia Systematic Parasitology 1(3/4):203- 210

Eduardo, S. L. 1980.a. On the specific of *Amphistoma tuberculata* Cobbold, 1875. Systematic Parasitology 2:117-119.

Eduardo, S. L. 1982. Techniques for examining paramphistomes. Journal of Helminthology 56 (2):117-119.

Eduardo, S. L. 1982.a. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants I. General considerations. Systematic Parasitology 4:7- 57.

Eduardo S. L. 1982. b. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants II. Revision of the genus *Paramphistomum* Fischoeder, 1901 Systematic Parasitology 4:189-238.

Eduardo, S. L. 1983 The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morfology of species occurring in ruminants III. Revision of the genus *Calicophoron* Näsmark, 1937 Systematic Parasitology 5:25-79.

Eduardo, S. L. 1984. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants IV. Revision of the genus *Gigantocotyle* Nasmark, 1937 and elevation of the subgenus *Explanatum* Fukui, 1929 to full. Systematic Parasitology 6(1):3-32.

Eduardo, S. L. 1985. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants V. Revision of the genus *Cotylophoron* Stiles & Goldberger, 1910. Systematic Parasitology 7 (1):3-26.

Eduardo, S. L. 1985.a. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants VI Revision of the genus *Orthocoelium* (Stiles & Goldberger, 1910) Price & McIntosh, 1953. Systematic Parasitology 7(2):125-158.

Eduardo, S.L. 1985.b The taxonomy of the family Paramphistomidae. Fischoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants VII. Redescription of *Leiperocotyle congolense* (Baer, 1936) Eduardo 1980 and a new

name *Leiperocotyle gretillati* for *Ceylonocotyle scoliocoelium* var. *benoiti* Gretillat, 1996. Systematic Parasitology 7 (3):231-238.

Fagbemi, B. O. 1984. The effects of environmental factors on the development, behaviour and survival of *Paramphistomum microbothrium* miracidia. Veterinary Parasitology 16(1-2):71- 81.

Foreyt, W. J. 1978. Experimental infections of *Lymnaea* snails in Wisconsin with miracidia of *Fascioloides magna* and *Fasciola hepatica*. Journal of Parasitology 64(6):1132-1134.

Gupta, N. K. y Nakhasi, U. 1977. On some amphistomid parasites from India (Part II). Revista Iberica de Parasitologia 37 (3/4):251-272.

Hanna, R. E. B., Williamson, D. S., Mattison, R. G. y Nizami, W. A. 1988 Seasonal reproduction in *Paramphistomum epiclitium* and *Gastrothylax crumenifer*, rumen paramphistomes of the Indian water buffalo, and comparasion with the biliary paramphistome *Gigantocotyle explanatum*. International Journal for Parasitology 18 (4):513-521.

- Hodasi, J. K. M. 1976. The effects of low temperature on *Limnaea truncatula* Z. Parasitenkunde 48:281-286.
- Isserof, H. y Smith, K. R. 1978. Laboratory cultivation of *Fossaria cubensis* (Pfeiffer) (Gastropoda: Lymnaeidae) for use as an intermediate hosts for *Fasciola hepatica*. J. of Parasitology 64(6):1135-1136.
- Kendall, S. B. 1949. Nutritional factors affecting the rate of development of *Fasciola hepatica* in *Limnaea truncatula*. Journal of Helminthology 23:179-190.
- Kendall, S. B. 1964. Some factors influencing the development of trematodes in their molluscan host. In: Host-parasite relationships in invertebrate host. A. E. R. Taylor, Ed. Symp. Brit. Soc. Parasit Blackwell, Oxford 51-73.
- Kraneburg, W. 1978. Biology and pathogenecity of *Paramphistomum cervi* 2 Incidence in cattle grazing on marshy areas. Berliner und Mnchener Tierrztliche Wochenschrift 91(3):46-48.
- Krull, W. H 1934. Life History studies on *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) Stiles &

- Goldberger, 1910. Journal of Parasitology  
20(3):173-180.
- Lapage, G. 1971. Parasitología veterinaria. Segunda Ed.  
editorial Continental, S. A. México. pp.
- Larramendy, R., Rodríguez, D. J. y Demedio, J. 1984.  
Infeccion experimental de *Lymnaea cubensis*  
Pfeiffer, 1839 con especies de la familia  
Paramphistomidae. Revista Salud Animal 6(2):181-  
185.
- Lee, S. K. and Lowe, C. Y. 1971. Comparative  
histological and anatomical studies amphistomes  
(Trematoda) from Malayan thai. Buffaloes and  
Malayan cattle Zool. Anz Loipsing 12:25-61.
- Liang, Y. S. and Schalie, V. H. 1975. Cultivating  
*Fossaria bullimoides* (Lea), a snail host of the  
liver fluke, *Fasciola hepatica*. Malacological  
Review 8(1/2):123.
- Madsen, H and Monrad, J. 1981. A Method for laboratory  
maintenance of *Lymnaea natalensis* and for mass  
production of *Fasciola gigantica* metacercariae.  
Journal Parasitology 67(5):735-737

- Malek, E. A. 1980. Snails-Transmitted parasitic diseases. Ed. CRC Pres. Inc. Boca Ratón, Florida, USA. Vol II. 199-220 P.
- Malek, E. A. And Cheng, T. C. 1974. Medical and Economic Malacology. Academic Press, New York. USA. 398 pp.
- Mazzotti, L. 1955. *Lymnaea obrussa* Say. huesped intermediario de *Fasciola hepática*. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales 25: 163-165.
- Mattison, R. G., Dunn, T.S., Hanna, R.E.B., Nizami, W.A., Ali, Q.M. 1995. Population dynamics of freshwater gastropods and epidemiology of their helminth infections with emphasis on larval paramphistomes in northern India Journal of Helminthology 69:125-138.
- Mukherjee, R. P. 1963. On two species of Amphistomes from Indian sheep and goat. Indian Journal of Helminthology 5(2):70-76.
- Näsmark, K. E. 1937. A Revision of the trematode Familia Paramphistomidae. Zool. Bidrak. Uppsala

- Odening, K., Grafner, G. 1979. Present knowledge on the systematics of the species of *Paramphistomum* (trematoda) in Europa. Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin. 55(2):271-288.
- Paraense, W. L. 1982. *Lymnaea viatrix* and *Lymnaea columella* in the Neotropical Region distributional outline. Memorias del Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro 77:181-188.
- Paraense, W. L. 1983. *Lymnaea columella* in Northern Brazil. Memorias del Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro 78:477-482.
- Percedo, M. I.; Larramendy, R. 1989. Infección natural de *Fossaria cubensis*, Pfeiffer, 1839 por estados larvarios de la familia Paramphistomidae. Revista Cubana de Ciencias Veterinarias 20(4):233-238.
- Price, E. W. 1953. The fluke situation in american ruminants. The Journal of Parasitology 39(2):125-134.
- Prokopic, J.; Kotrla, B. 1974. Difusión de los tremátodos de la familia paramphistomidae en los bovinos y ovejas en Cuba. Revista Cubana de Medicina Tropical 26(3):149-160.

- Quiroz, R. H. 1989. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Ed Limusa. México, D.F. 876 pp.
- Quiroz, R. H., García, E. E., Dávalos, E. 1972. Identificación de *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) en ovino en México. Técnica Pecuaria 21:61.
- Quiroz, H. y Ochoa, R. 1972. Presencia de *Paramphistomum cervi* en ovino de raza tabasco o peligüey en México. Técnica Pecuaria de México 21:9.
- Robertis, W. W. 1950. Studies on the life-cycle of *Fasciola hepatica* (Linnaeus) and its snails host, *Lymnaea (Galba) truncatula* (Muller), in the field and under controlled conditions in the laboratory. Annals of Tropical Medicine and Parasitology 44: 187-206.
- Rolfe, P. F., Boray, J. C., Nichols, P. and Collins, G. H. 1991. Epidemiology of paramphistomosis in cattle International Journal for Parasitology 21(7):813-819

- Sahal, B. N., Singh R. P. Prasad G. 1985. Histochemical alterations in the duodenum of goats experimentally infected with *Paramphistomum cervi*. *Veterinary Parasitology* 17(2):131-138.
- Sey, O. 1978. Examination of rumen flukes (Trematoda: Paramphistomata) of cattle in Rumania. *Parasitology Hung.* 11:23-25.
- Singh, C. D. N. and Lakra, P. 1971. Patologic changes in naturally occurring *Cotylophoron cotylophorum* infection in cattle. *Amer. J. Vet. Res.* 32 (4):659-663.
- Singh, R. P., Sahac, B. N., Prasad, K. D. 1984. Haematological observations in goats experimentally infected with *Paramphistomum cervi*. *Indian Journal of Animal Sciences* 54(1):132-134.
- Soulsby, E. J. L. 1982. Helminths arthropods and protozoa of domesticated animals. Bailliere Tindall London 7a. Edición .
- Taylor, E. L. and Mozley, L. 1948. A culture method for *Lymnaea truncatula*. *Nature* 161:894.

- Van Clave, H. J. 1935. The seasonal life history of an amphibious snail *Fossaria modicella* living on sandstone cliffs. Ecology 16:101-108.
- Walter, H. J. 1968. Evolution, Taxonomic revolution and Zoogeography of the Lymnaeidae. The American Malacology Union, Inc. Annual Report. 18-20.
- Weyrauch, W. K. 1964. Nomenklatorische Bemerkungen. Archivisen Mulluskunde 93(3/4):169.
- Wright, C. A. 1974. Snail susceptibility for Trematode infectivity. Journal of Natural History 8:548-548.
- Yamaguti, S. 1971. Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates Vols 1 y 2. Keigaku Publishing Co. Tokio, Japan. pp.
- Yun-san, L. and Shalie, H. Vander. 1975. Cultivating *Fossaria bulimoides* (Lea), a snail host of the liver fluke, *Fasciola hepatica*. Malacological Review 8:123

VIII. APENDICE. Distribución geográfica mundial de los paramfistómidos (Tomada de Diversos Autores)

ESPECIE	PAÍS O REGIÓN	HOSPEDERO DEF.	HOSPEDERO INTREM	CITA
<i>Euxiifrons</i> Näsmark 1937				
<i>P. bixiifrons</i> (Leiper 1910)	Murchison Nilo Blanco Uganda Sudan Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>		Näsmark, 1937
<i>B. maxima</i> Näsmark 1937	Sudan Nilo Blanco y Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>		Näsmark 1937
<i>Calicophoron</i> (Näsmark, 1937)				
<i>Calicophoron</i> spp	México	Bovino		De la O, 1983
<i>C. calicophorum</i> Fischöeder, 1901) Näsmark, 1937	África, India, Tasmania, Australia, Sri Lanka, China, Japón Indochina. Canton, Saigón, Francia Bélgica, Congo	<i>Bos taurus</i> Borregos, cabras, corderos, <i>Aepycerus</i> , <i>Bubalus bubalis</i> <i>Ovis aries</i>	<i>Bulinus tropicus</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. calicophorum</i>	Cuba	Bovino	<i>Bulinus tropicus</i>	Prokopic, 1974
<i>C. calicophorum</i>	Filipinas			Eduardo, 1976
<i>C. calicophorum</i>	Australia	Vacas	<i>Gyraulus scottianus</i>	Rolfe <i>et al.</i> , 1991
<i>C. cauliochis</i> (Stiles y Goldgerger, 1910) Näsmark, 1937	India, Celebes, Japon Sanawaar, Punjab	<i>Bos taurus indicus</i> <i>Bubalus bubalis</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937

<i>C. crasum</i> (Stiles y Goldberger, 1910) Nasmark, 1937)	India, Pakistán Sanawear, Punjab	<i>Bos taurus</i> Búfalos	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. crasum</i>	Filipinas		Eduardo, 1976
<i>C. erschowi</i> Davydova, 1959		Ganado	Yamaguti, 1971
<i>C. microon</i> (Railliet, 1924) Nasmark, 1937	Birmanía (Burma)	<i>Bos taurus</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. orientale</i> Mukherjee, 1967	India	<i>Capra hircus</i>	Yamaguti, 1971
<i>C. papillosum</i> (Stiles y Goldberger, 1910) Nasmark, 1937	India Sanawear, Punjab	<i>Bos taurus indicus</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. raja</i> Nasmark 1937	Sudán, Kenya	Ganado	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. ijimai</i> (Fukui, 1922	Japón, Cape, Kawirondo, Este de África	<i>Bos taurus</i>	Näsmark, 1937
<i>C. ijimai</i>	Cuba	<i>Bos taurus</i>	<i>Planorbis</i> Prokopick, 1974
<i>Cerlencocotyle</i> Nasmark 1937			
<i>C. scoliocoelium</i> (Fischöeder 1901)	Saigón, Francia Indochina, Nha-trang Annam, Calcuta Punjab, India	<i>Bubalus bubalis</i> <i>Bos taurus</i>	Näsmark, 1937
<i>C. scoliocoelium</i>	Kerala, India	<i>Ovis aries, Bos indicus</i> <i>Bubalus bubalis</i>	Gupta, 1977
<i>C. dichrocoelium</i> (Fischöeder 1901)	Sri Lanka Hagenbeecks Zool. Garten	<i>Bos taurus</i>	Näsmark, 1937

<i>C. dicranocoelium</i>	India, Sri Lanka	<i>Bubalus bubalis, Bos indicus</i>		Gupta, 1977
<i>C. streptocoelium</i> (Fischöeder 1901)	Sri Lanka	<i>bubalus bubalis</i>		Näsmark, 1937
<i>C. streptocoelium</i>	Cuba	Bovino	<i>Glyptanisus ghiberti</i>	Prokopic, 1974
<i>C. streptocoelium</i>	India, Sri Lanka	<i>Bos indicus, Bubalus bubalis</i>		Gupta, 1977
<i>C. orthocoelium</i> (Fischöeder 1901)	Sri Lanka Hué	<i>Bubalus bubalis</i>		Näsmark, 1937
<i>C. orthocoelium</i>	India, Sri Lanka, Indo-ch	<i>Bos indicus, Bubalus bubalis</i>		Gupta, 1977
<i>C. dawesi</i>	India	<i>Ovis aries</i>		Gupta, 1977
<i>C. narayani</i> Gupta N. K. and Gupta P. 1972	India	Vacas		Gupta, 1977
<i>C. nasmarki</i>	India	<i>Ovis aries</i>		Mukherjee, 1963
<i>Cotylophoron Stiles y</i> Goldberger, 1910				
<i>Cotylophoron</i> spp	México		<i>Lymnaea bulimoides,</i> <i>L. cubensis, L. humilis</i> <i>L. columella, L. obrussa</i>	Trejo et al, 1983
<i>C. cotylophorum</i> (Fischöeder, 1901) Stiles y Goldberger, 1910	Sur de África Sureste de Africa Bélgica, Togo, Congo Alemania, Francia, África ecuatorial Guinea, Bolahun Liberia, Uganda, Nha-Trang, Indochina	<i>Bos taurus</i> <i>Bos zebu</i> <i>Bos taurus indicus</i> <i>Bubalus bubalis</i> <i>Allelaphus major</i> <i>Bubalus caffer</i> <i>Bubalus sp</i> <i>Capra hircus</i>	<i>Fossaria parva en</i> Louisiana <i>Fossaria modicela</i> experi- mentalmente	Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937

<i>C. cotylophorum</i>	Puerto Rico América		<i>Fossaria parva</i> <i>F. modicela</i> experimental	Krull, 1934 Price, 1953
<i>C. cotylophorum</i>	Cuba	Bovino	<i>Fossaria</i>	Prokopic, 1974
<i>C. cotylophorum</i>	México	Borrego		Quiroz <i>et al</i> , 1972
<i>C. cotylophorum</i>	México	Bovino		De la O, 1983
<i>C. cotylophorum</i>	India, África, Belgica, Congo, Francia ecuatorial Francia Guinea, Manila, Filipinas.	<i>Ovis aries</i> , <i>Bubalus bubalis</i> <i>Capra</i> sp		Gupta, 1977
<i>C. transsosi</i> De Araujo, 1992	América			De Araujo, 1992
<i>C. bareillense</i> Mik- harjee y Chauhan, 1967	India			Yamaguti, 1971
<i>C. elongatum</i> Harshey, 1934	India	Cabra		Yamaguti, 1971
<i>C. fullerboni</i> Näsmark, 1934	África Camerun, Sureste de África, Nyassaland	<i>Cephalobus</i> <i>Bubalus caffer nanus</i> <i>Bos taurus</i> <i>Aepyceros melampus</i> <i>Alcelaphus cokei</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. jacksoni</i> Näsmark, 1937	Este de África			Yamaguti, 1971
<i>C. madrasensis</i> Gupta, 1958	Montaña Elgon	<i>Ovis aries</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. madrasensis</i>	India,	<i>Ovis aries</i>		Gupta, 1977
<i>C. novboracense</i> Price y McIntosh, 1953	USA- NY	<i>Ovis aries</i>		Yamaguti, 1971
<i>C. orientale</i> Harshey, 1934	Allahabad	Borregos, cabras <i>Hippotragus niger</i> en Zoologico		Yamaguti, 1971

<i>C. cuxatum</i> Harshey, 1934	Allahabad	Borregos y cabras Ganado		Yamaguti, 1971
<i>C. panamense</i> Prince y McIntosh, 1953	Panama	<i>Ovis aries</i>		Yamaguti, 1971
<i>C. skrjabini</i> Gorbunow, 1931	Rusia	<i>Rangifer tarandus</i>		Yamaguti, 1971
<i>C. ovis</i> Davydova, 1963		Ganado		Yamaguti, 1971
<i>C. indicus</i> Stiles & Goldberger 1910	India Sudán	<i>Ovis aries</i> Ganado del Sudan		Yamaguti, 1971 Näsmark, 1937
<i>C. indicus</i>	India, Sudán	<i>Ovis aries</i>		Gupta, 1977
<i>C. indicus</i>	Cuba	Oveja		Prokopic, 1974
<i>C. ottor</i> Gupta and Bakhshi	India	<i>Bos indicus Bubalus bubalis</i>		Gupta, 1977
<i>C. skrjabini</i> Mukherjee, 1963	India	<i>Capra hirsus</i>		Mukherjee, 1963
<i>Explanatum</i> <i>E. explanatum</i>	India	Rumiantes	<i>Gyraulus convexiusculus</i>	Mattison <i>et al.</i> , 1985
<i>Fischoederius</i> <i>F. elongatus</i>	India	Rumiantes	<i>Lymnaea tuteola</i>	Mattison <i>et al.</i> , 1985
<i>Gastrothylax</i> <i>G. crumenifer</i>	India	<i>Bubalus bubalis</i>		Hanna <i>et al.</i> , 1988
<i>G. crumenifer</i>	India	Rumiantes	<i>Gyraulus convexiusculus</i> <i>Eythynia tentaculata</i>	Mattison <i>et al.</i> , 1992
<i>G. crumenifer</i>	Malaya	<i>Bos indicus, Capra hirsus</i> <i>Bos bubalus</i>		Dawes, 1936
<i>G. elongatus</i> Poirier, 1883	Malaya (Europa)	<i>Bos indicus, Capra hirsus</i> <i>Bos bubalus</i>		Dawes, 1936

<i>G. cobboldii</i>	Malaya (Europa)	<i>Bos indicus, Capra hirsus</i> <i>Bos bubalus</i>	Dawes, 1936
<i>G. spatiosus</i>	Malaya (Europa)	<i>Bos indicus, Capra hirsus</i> <i>Bos bubalus</i>	Dawes, 1936
<i>Gigantocotyle</i> Näsmark, 1937			
<i>G. explanatum</i> (Creoliplin) 1847	Sri Lanka, Saigón, India, Burma, Manila, Calentta	<i>Bos taurus indicus</i> <i>Bubalus bubalis</i>	Näsmark, 1937
<i>G. Explanatum</i>	India	<i>Bubalis bubalis</i>	Hanna et al., 1908
<i>G. bathycotyle</i> (Fischöeder 1901)	Saigon, Francia, Indochina, Sri Lanka,	<i>Bubalus bubalis</i> <i>bos taurus indicus</i>	Näsmark 1937
<i>G. gigantocotyle</i> (Frandsen 1896)	Angola, Kassaí (África)	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>G. Simmeri</i> Näsmark 1937	Sudán, El Cairo	Ganado del Sudán	Näsmark 1937
<i>G. formosanum</i> (Fukui 1929)	Formosa, Japón	<i>Bos taurus</i>	Näsmark 1937
<i>G. duplicitestorum</i> Näsmark 1937	Murchison Falls Nilo Victoria, Uganda Nilo blanco, Kara, Sudán	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>G. anisocotyles</i> (Faust 1920)	Manila	<i>Bos taurus</i> <i>Bubalus bubalis</i>	Näsmark 1937
<i>G. birmense</i> (Railliet 1924)	India	<i>Bos taurus</i>	Näsmark 1937

<i>O. siamense</i> (Stiles & Goldberger 1910)	Siam, Prapatoom	<i>Bos taurus indicus</i>	Näsmark 1937
<i>O. fraternum</i> (Stiles & Goldberger 1910)	Cochin- China Francia, Indochina	<i>Bubalus bubalis</i>	Näsmark 1937
<i>Macropharynx</i> Näsmark 1937			
<i>M. sudanensis</i> Näsmark 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>Nilocetyla</i> Näsmark 1937	Indochina		
<i>N. pygmaeum</i> Näsmark, 1937	Sudán Nilo Blanco, Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. microatrium</i> Näsmark, 1937	Sudán, Nilo Blanco, Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. praesphinetris</i> Näsmark 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. giganteatrium</i> Näsmark 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. salisi</i> (Laiper 1910)	Uganda	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. polyeladiforme</i> Näsmark 1937	Sudan Nilo Blanco	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. paradoxus</i> Näsmark 1937	Kara del Sur		
<i>N. hippopotami</i> Näsmark 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. circulare</i> Näsmark 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937

<i>N. minutum</i> (Leiper 1910)	Murchison Falls Nilo Victoria Uganda Sudán Nilo Blanco Kala del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. leiperi</i> Näsmark, 1937	Sudán Nilo Blanco Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>N. ugandi</i> (Leiper	Uganda Sudán Nilo, Kara del Sur	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Näsmark 1937
<i>Orthocoelium</i>			
<i>O. scoliocoelium</i>	India	Rumiantes	<i>Eithynia tentaculata</i> Mattison <i>et al</i> , 1992
<i>O. indonesiense</i> Eduardo, 1980	Indonesia	<i>Bos indicus, Ovis sp</i>	Eduardo, 1980
Paramphistomidos	Cuba		<i>Fossaria cubensis</i> Percedo, 1989
<i>Paramphistomum</i>			
<i>Paramphistomum</i> spp	América		Cordova, 1988
<i>F. bothriophoron</i> (Braun, 1892, Fiscoeder, 1901)	Madagascar Annarivo	<i>Bos indicus</i> <i>Bos taurus indicus</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark 1937

<i>F. cervi</i> (Schran, 1790) Fischöeder, 1901	África, Asia, Europa Australia, N. América, Italia, Königsberg Berlin, Dobrudscha Cheshire, Inglaterra Estocolmo Boden, Suecia	Intestino de Rumiantes <i>Cercus elaphus</i> <i>Alces alces</i> <i>Dama dama</i> <i>Ovis aries</i> <i>Bos taurus</i> <i>Fison bonasus</i>	<i>Physa alexandrina</i> <i>P. micropleura</i> <i>Bulinus contortus</i> <i>B. forskoli</i> <i>Planorbis compresus</i> <i>japonicus</i> <i>Pseudosuccinea columella</i> <i>Galba bulimoides</i> <i>Planorbis planorbis</i> <i>Lymnaea ovata</i> <i>Planorbis planorbis</i> <i>Anisus</i> <i>Gyraulus</i> <i>Ermiger</i> <i>Choanomphalus anophalus</i> <i>Segmentina nitida</i> <i>Coretus corneus</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. cervi</i>	Alabama  Cuba		<i>Stagnicola bulimoides</i> <i>Pseudosuccinea columella</i> <i>Planorbis, Bulinus,</i>  <i>Gyraulus, Lymnaea, Physa</i> <i>Pseudosuccinea</i>	Price, 1953  Prokopic, 1974
<i>F. cervi</i>	México	Ovino		Quiroz, 1972
<i>F. cervi</i>	México	Bovino	<i>Lymnaea cubensis,</i> <i>L. humilis, L. palustris</i>	Castro-Trejo <i>et al</i> 1990
<i>F. cervi</i> (Schran, 1790) Fischöeder, 1901	México	Bovino		De la O, 1983
<i>F. cervi</i>	Malaya	<i>Bos indicus, Capra hircus</i> <i>Bos bubalus</i>		Dawes, 1936
<i>P. cervi</i>	Munich Alemania	Genado	<i>Planorbis planorbis,</i> <i>Anisus vortex, A. leucos-</i> <i>tomus, Hathyomphalus con-</i> <i>tortus, Hippentis compla-</i> <i>natus, Armiger crista</i>	Kraneburg, 1977

<i>F. cervi</i>	Europa	<i>Alces alces, Bison bonasus</i> <i>Bos taurus, Capreolus capreo-</i> <i>lus, Cervus elapus, Dama dama</i> <i>Ovis ammon, Rangifer tarandus</i>	Planorbidae	Odening, 1979
<i>F. cervi</i>	Rumania			Sey, 1978
<i>F. clavula</i> (Nasmark, 1937)	Sudán, África	Ganado, <i>Adenota leucotis</i> <i>A. vardoni</i> <i>Cobus defassa,</i> <i>Redunca bohor</i>	<i>Bulinus abyssinicus</i>	Yamaguti, 1971 Nasmark 1937
<i>F. clavula</i>	Cuba		<i>Bulinus abyssinicus</i>	Prokopic. 1974
<i>F. dubnevi</i> Dinnik, 1962	Kenia	<i>Bos taurus</i>	<i>Lymnaea truncatula</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. dubnevi</i>	África, Europa	<i>Bos taurus, Bubalus bubalis</i> <i>Ovis ammon</i>	<i>Galba truncatula</i>	Odening, 1979
<i>F. dubnevi</i>	Rumania			Sey, 1978
<i>F. epiclitium</i> Fiscoeder, 1904	Saigón, India, Lahore	<i>Bubalus bubalis</i> Ganado y bufalos		Yamaguti, 1971 Nasmark 1937
<i>F. gigantopharynx</i> Schad, Kuntz, Anteson y Webster, 1964	Borneo	<i>Bubalus bubalis</i> <i>Capra hircus</i>		Yamaguti, 1971
<i>F. gotoi</i> Fukui, 1922	India Tokio. Fukuoka Yamagushi. Saga Japón. Hiroshima	Bufalos <i>Bos taurus</i>		Yamaguti, 1971 Nasmark 1937
<i>F. gotoi</i>	Malaya	<i>Bos indicus, Capra hircus</i> <i>Bos bubalus</i>		Dawes, 1936
<i>F. gotoi</i>	Europa, Japón, Rumania	<i>Bos taurus, Bubalus bubalis</i>	Planorbidae	Odening, 1979

<i>F. getoi</i>	Rumania			Sey, 1978
<i>F. gracile</i> Fiscoeder, 1901	Sri Lanka Japon, Tokyo	<i>Bubalus bubalis</i> <i>Boselaphus tragocamelus</i> <i>Bos taurus indicus</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. gracile</i> Fiscoeder, 1901	Sri Lanka (Colombo) Japón	<i>Bubalus bubalis</i> <i>Boselaphus tragocamelus</i> <i>Bos taurus indicus</i>		Näsmark 1937
<i>F. hiberniae</i> Willmott, 1950	Irlanda, Scotland Netherland	<i>Bos taurus</i>	<i>Planorbis leucostoma</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. ichikawai</i> Fukui, 1922	Japón, Formosa, Manchuria, Australia Kagoshima, Madagascar.	<i>Bos taurus</i> ganado	<i>Segnitilia alphena</i>	Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. ichikawai</i>	Japón, China, Bulgaria Yugoeslavia, Australia	<i>Bos taurus</i> , <i>Cervus elapus</i> <i>Ovis ammon</i>	Planorbidae	Odening, 1979
<i>F. ichikawai</i> <i>F. ichikawai</i>	Rumania Australia		<i>Helicorbis australensis</i>	Sey, 1978 Rolfe et al, 1991
<i>F. indicum</i> Stiles y Goldberger, 1910	India	<i>Bos indicus</i>		Yamaguti, 1971
<i>F. leydeni</i> Nasmak, 1937	Konigsberg	<i>Bos taurus</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. Nochis</i> Fiscoeder, 1901	Brasil, Surinam	<i>Mazama simplicicornis</i> <i>M. americana</i> <i>M. nana nambi</i> <i>Rlastocerus bizocerticus</i> <i>B. dichotomus</i> <i>Odocoileus mexicanus</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. malaya</i> Lee, 1967	Kuala, Lumpur	Rumen de Bufalos		Yamaguti, 1971

<i>F. microbothrium</i> Fisch - oeder, 1901	África, Europa Roma Congo	<i>Gazzella dorcas, Bos taurus, Bubalus bubalis Adenota, Hippotragus Cobus taurotragus</i>	<i>Bulinus alluaudi</i> <i>Bulinus truncatus</i> (Iran - Isrrael)	Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. microbothrium</i>	Cairo. Roma	<i>Gazela dorcas Bos taurus Bubalus bubalis</i>		Näsmark 1937
<i>F. microbothrium</i>	Cuba	Bovinos	<i>Bulinus truncatus</i>	Prokopic, 1974
<i>F. microbothrium</i>	Tanganyika , África	Vacas	<i>Bulinus allaudi</i>	Dinnik, 1954
<i>F. microbothrium</i>	Nigeria , África	Vacas		Fagbemi, 1984
<i>F. microbothrioides</i> Price y McIntosh 1944	USA	Ganado	<i>Stagnicola cubensis</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. papilligerum</i> Stiles y Goldberger, 1910		<i>Rucervus eldi</i>		Yamaguti, 1971 Näsmark 1937
<i>F. phillerouxii</i> Dinnik, 1961	Uganda	<i>Adenota kob thomasi Syncerus caffer caffer Bos taurus</i> (Kenya)	<i>Bulinus forskalii Anisus natalensis</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. scotiae</i> Willmott, 1950	Irlanda	<i>Bos taurus</i> (Scotland)		Yamaguti, 1971
<i>F. skrjabini</i> Popowa, 1937	Russia	Ganado, Bufalo	<i>Planorbis planorbis</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. spinicephalus</i> Tandon, 1957	India	<i>Bubalus bubalis</i>		Yamaguti, 1971
<i>F. sukari</i> Dinnik, 1954	Kenya	Ganado	<i>Biomphalaria Pfeifferi</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. sukumum</i> Dinnik, 1964	Tanganyika	Ganado		
<i>F. thapera</i> Price y McIntosh, 1953	África	<i>Ovis aries</i> (India)	<i>Tragelaphus scriptus</i>	Yamaguti, 1971

<i>P. tuberculatum</i> (Cobbold, 1875) Gold- berger, 1911	India	<i>Bos taurus</i>	<i>Indoplanorbis exustus</i>	Yamaguti, 1971
<i>P. epicalitium</i>	India	Rumiantes	<i>Indoplanorbis exustus</i>	Mattison <i>et al.</i> , 1992
<i>P. skurum</i> Dinnik, 1964	África	<i>Bos indicus</i>		Dinnik, 1964
<i>P. pigmentatum</i> (Sonsino, 1892) Odening, Rockhardt & Grefner, 1979	África, Israel, Irán, Irak, Europa	<i>Bos taurus, Bubalus bubalis</i> <i>Camelus dromedarius, Capra</i> <i>biscus, C. ibex nubiana,</i> <i>Gazella dorcas, Ovis ammon</i>	Bulinidae	Odening, 1979
<i>Peromphistomum</i> Subgen <i>Explanatum</i>				
<i>P. anisocotylea</i> Faust, 1920		<i>Bubalus bubalis, Bos taurus</i>		Yamaguti, 1971
<i>P. bathycotyle</i> Fischoeder, 1901	Indochina, Sri Lanka	<i>Bubalus bubalis</i> <i>Bos taurus indicus</i>		Yamaguti, 1971
<i>P. birmense</i> Railliet, 1925	Burma, India	<i>Bos taurus</i>		Yamaguti, 1971
<i>P. duplicitestarum</i> Masmaik, 1937		<i>Hippopotamus amphibius</i>		
<i>P. explanatum</i> (Ciepl, 1847) Fischoeder, 1904	África, Sri Lanka Celebes		<i>Idoplanorbis exustus</i> <i>Gyraulus convexiusculus</i>	Yamaguti, 1971
<i>P. explanatum</i> (Ciepl, 1847) Fischoeder, 1904	Malaya	<i>Bos indicus, Capra hirsus</i> <i>Bos bubalus</i>		Dawes, 1936
<i>P. formosanum</i> Fukui, 1929	Indochina, Burma India, Japón Filipinas, Australia Formosa	<i>Bos taurus indicus</i> <i>Bos taurus</i>		Yamaguti, 1971
<i>P. fraternum</i> Stiles y Goldeberger, 1910	Indochina	<i>Bubalus bubalis</i>		Yamaguti, 1971

<i>P. giantocotyle</i> (Brandes in Otto, 1896) Leiper, 1910	África	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Yamaguti, 1971
<i>P. leicouxii</i> (Yeh, 1958)	Rodesia		Yamaguti, 1971
<i>F. siamense</i> Stiles y Golberger, 1910	Malaya	<i>Bos taurus indicus</i> <i>Capra hircus</i>	Yamaguti, 1971
<i>F. symmeri</i> (Nasmark, 1937) Yamaguti, 1958	Sudán	Ganado	
<i>Ugandocotyle</i> Nasmark, 1937			
<i>U. pisum</i> (Leiper, 1910) Nasmark, 1937	Uganda Murchison Falls Nilo Victoria Nilo Blanco, Sudan	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Yamaguti, 1971 Nasmark, 1937