



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA

“Estudio taxonómico de algunos
tremátodos y nemátodos
parásitos de aves de
Teapa, Tabasco., México”.

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A:
DELFINA AMAYA HUERTA





UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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

INDICE

DEDICATORIAS

AGRADECIMIENTOS

1.0. RESUMEN.....	1
2.0. INTRODUCCION.....	2
2.1. ANTECEDENTES.....	3
Registro helmintológico de aves acuáticas de México..	4
Registro helmintológico para las especies de aves estudiadas en el presente trabajo.....	6
2.3. OBJETIVOS.....	8
3.0. BIOLOGIA DE LAS ESPECIES DE HOSPEDEROS.....	9
4.0. AREA DE ESTUDIO.....	14
Generalidades sobre la zona.....	14
5.0. MATERIALES Y METODOS.....	16
Procedencia del material de estudio.....	16
Recolección y examen de hospederos.....	16
Procesamiento del material de estudio.....	16
Fijación.....	16
Tinción y aclaramiento.....	17
Estudio con Microscopia Electrónica de Barrido.....	18
Estudio morfométrico.....	19
6.0. RESULTADOS.....	20
Redescripción taxonómica.....	20a
<i>Leucochloridium (Leucochloridium) variae</i>	21
<i>Amphimerus interruptus</i>	30
<i>Phagicola angrense</i>	38
<i>Contracaecum multipapillatum</i>	50
<i>Contracaecum rudolphii</i>	60
<i>Desmidocercella (Desmidocercella) numidica</i>	70
<i>Syncuaria squamata</i>	78
7.0. DISCUSION GENERAL.....	89
8.0. BIBLIOGRAFIA CITADA.....	98

1.0 RESUMEN

Se redescriben siete especies de helmintos parásitos de aves ictiófagas de Teapa, Tabasco, colectadas en noviembre de 1985, dichas especies son: *Leucochloridium (L.) variae* (Mc Intosh, 1932); *Amphimerus interruptus* (Braun, 1901) Barker, 1911; *Phagicola angrense* (Travassos, 1916) Travassos 1929 (Platyhelminthes: Trematoda); *Contracaecum multipapillatum* (Von Drasche, 1882) Baylis, 1920; *Contracaecum rudolphii* (Rudolphi, 1809) Hartwich, 1964; *Desmidocercella (D.) numidica* (Seurat, 1920) Gilbert, 1927 y *Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) Wong et al. 1986 (Nematoda: Secernentea).

Se registra por primera vez en México la presencia de los géneros *Desmidocercella* y *Syncuaria*, así como de las especies *Contracaecum multipapillatum* y *Leucochloridium (L.) variae* reportándose una nueva localidad y un nuevo hospedero para todas las especies estudiadas.

Se presenta el registro helmintológico de las aves acuáticas de México, poniendo énfasis en las especies de hospederos revisados en el presente trabajo, de las cuales se incluye además la revisión bibliográfica de su helmintofauna a nivel mundial.

Se discute brevemente la problemática metodológica surgida a partir de las diversas técnicas aplicadas para el procesamiento de material helmintológico.

2.0 INTRODUCCION

La taxonomía helmintológica no solo representa gran importancia para la biología teórica, sino que además, debido al gran número de helmintos que son parásitos de plantas y animales incluyendo al hombre; constituye la base para la realización de diversos trabajos prácticos, por ejemplo para el combate de dichas helmintiasis.

El estudio de la helmintofauna en aves acuáticas de México tiene gran interés, debido a que muchas especies de helmintos parásitos de estas, utilizan como segundos hospederos intermediarios a diferentes especies de peces causando graves daños en éstos, llegando a provocar severas epizootias.

Por otra parte, es fundamental conocer la biología general de especies de aves ictiófagas, ya que en algunos casos, su actividad ejerce una influencia directa sobre la explotación pesquera, por ejemplo, aves como el cormorán o pato buzo (*Phalacrocorax olivaceus*) en Temascal, Oaxaca, han sido la causa de disminución en la pesca, ya que sus poblaciones se han incrementado desmedidamente, alimentándose de los recursos del embalse; de esta forma, el impacto que estas aves tienen sobre las pesquerías de la región se han puesto de manifiesto.

Una de las metas del proyecto general del Laboratorio de Helmintología, es el de establecer el registro helmintológico de diferentes grupos de aves de México, principalmente de las aves ictiófagas. En el presente trabajo, atendiendo al punto de vista anterior, se describen algunas especies de tremátodos y nemátodos parásitos de seis especies de aves acuáticas del municipio de Teapa del Estado de Tabasco, siendo todas ellas piscívoras, pertenecientes a cuatro familias: *Phalacrocoracidae*, *Ardeidae*, *Alcedenidae* y *Jacanídae*.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Los helmintos que parasitan a las aves ictiófagas en México han sido escasamente estudiados; en particular es poco conocida la taxonomía de los parásitos de los falacrocoracidos, ardeidos, alcedinidos y jacanidos. Sin embargo, el estudio de estos sistemas parasitarios es de gran trascendencia puesto que las comunidades de helmintos de aves ictiófagas son las más ricas en latitudes nórdicas y probablemente en latitudes tropicales ocurra algo similar; asimismo, la relación que existe entre los peces dulceacuícolas como hospederos intermediarios y las aves como hospederos definitivos, posibilita la identificación de larvas de helmintos en peces al estudiar los parásitos adultos en sus hospederos definitivos. Por último, las aves transportan los parásitos propios y los de los peces de una localidad a otra, potenciando la dispersión y transmisión de helmintos, lo cual, además de la importancia biológica que denota, tiene gran impacto sobre la producción o explotación pesquera.

2.1 ANTECEDENTES

Los estudios taxonómicos que se han realizado sobre los parásitos de aves acuáticas en México son escasos, habiéndose trabajado solamente 7 ordenes y 12 familias de aves, constituyendo un registro helmintológico formado por tremátodos, céstodos, nemátodos y acantocéfalos, enunciados en orden de importancia de acuerdo con el número de especies descritas.

A pesar de dichos estudios no se tiene un conocimiento sistemático sobre los parásitos de las aves de México; se cuenta únicamente con registros aislados realizados en diversos hospederos y localidades, por lo que es pertinente

continuar estudiando la helmintofauna de aves con programas sistemáticos y adecuadamente estructurados, tanto acerca de los hospederos a abordar, como de las localidades, estacionalidad y continuidad de los muestreos.

A continuación se presenta un listado helmintológico correspondiente a las aves acuáticas de México, en donde se registra el parásito, familia del parásito, familia y especie del hospedero, de acuerdo con los trabajos publicados, cuya referencia bibliográfica aparece encerrada entre parentésis en la última columna. (TABLA 1)

TABLA 1: REGISTRO HELMINTOLOGICO DE ALGUNAS AVES ACUATICAS DE MEXICO

PARASITO	FAMILIA	HOSPEDERO	FAMILIA (ref. biblio.)
TREMATODA			
<u>Apharymognostigea</u> sp.	STRIGEIDAE	<u>Casmerodius albus</u>	ARDEIDAE (38a)
<u>Amphimerus</u> sp.	OPISTORCHIIDAE	<u>Chloroceryle amazona</u>	ALCEDINIDAE (38a)
<u>A. interruptus</u>		<u>Casmerodius albus</u>	ARDEIDAE (57)
<u>A. interruptus</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(56)
<u>A. speciosus?</u>		<u>N. nycticorax</u>	(56)
<u>Cathaemasia reticulata</u>	CATHAEMASIDAE	<u>Streptoceryle torquata</u>	ALCEDINIDAE (10)
<u>Clinostomum complanatum</u>	CLINOSTOMIDAE	<u>Ardea herodias</u>	ARDEIDAE (38a)
<u>C. complanatum</u>		<u>Botaurus</u> sp.	(57)
<u>C. complanatum</u>		<u>Butorides viriscens</u>	(5)
<u>C. complanatum</u>		<u>Casmerodius albus</u>	(57)
<u>C. complanatum</u>		<u>Egretta thula</u>	(57)
<u>C. complanatum</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(38a)
<u>C. heluans</u>		<u>Ardea herodias</u>	(5)
<u>C. intermediati</u>		<u>Phalacrocorax pencillatum</u>	PHALACROCORACIDAE (37)
<u>Cladocystis trifolium</u>	OPISTORCHIIDAE	<u>Casmerodius albus</u>	ARDEIDAE (57)
<u>C. trifilium</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(38a)
<u>Cyclocoelum</u> sp.	CYCLOCOELIDAE	<u>Jacana spinosa</u>	JACANIDAE (38a)
<u>Cyclocoelum (C.) mutabilis</u>		<u>Jacana spinosa gymnostoma</u>	(12)
<u>C. (C.) pseudomicrostomum</u>		<u>Fulica americana</u>	RALLIDAE (37)
<u>Diplostomum (A.) compactum</u>	DIPLOSTOMIDAE	<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (38a)(56)(57)
<u>Drepanocephalus mexicanus</u>	ECHINOSTOMATIDAE	<u>P. olivaceus</u>	(38a)
<u>D. olivaceus</u>		<u>P. olivaceus</u>	(56)(57)
<u>Echinostoma revolutum</u>		<u>Anser anser</u>	ANATIDAE (37)
<u>E. revolutum</u>		<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>Echinochasmus zubedakhaname</u>		<u>Buteogallus anthracinus</u>	ACCIPITRIDAE (1)
<u>E. zubedakhaname</u>		<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (1)(56)
<u>Hypoderasum conoideum</u>		<u>Anas discors</u>	ANATIDAE (37)
<u>H. conoideum</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(37)
<u>Hysteromorpha triloba</u>	DIPLOSTOMIDAE	<u>Butorides viriscens</u>	ARDEIDAE (56)
<u>H. triloba</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(56)
<u>H. triloba</u>		<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (56)
<u>Leucochloridium insigne</u>	LEUCOCHLORIDIIDAE	<u>Anas discors</u>	ANATIDAE (37)
<u>Neoleucochloridium</u> sp.		<u>Jacana spinosa</u>	JACANIDAE (38a)
<u>Notocotylus attenuatus</u>	NOTOCOTYLIDAE	<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>N. gibbus</u>		<u>A. discors</u>	(37)
<u>N. gibbus</u>		<u>Fulica americana</u>	RALLIDAE (37)
<u>Phagicola angrense</u>	HETEROPHYDAE	<u>Buteogallus anthracinus</u>	ACCIPITRIDAE (1)
<u>P. angrense</u>		<u>Casmerodius albus</u>	ARDEIDAE (1)
<u>Posthodiplostomum macrocotyle</u>	DIPLOSTOMIDAE	<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (56)
<u>P. minimum</u>		<u>Ardea herodias</u>	ARDEIDAE (38a)
<u>Posthodiplostomum minimum</u>	DIPLOSTOMIDAE	<u>Butorides striatus</u>	ARDEIDAE (38a)

<u>P. minimum</u>	DIPLOSTOMIDAE	<u>Casmerodius albus</u>	ARDEIDAE (1)
<u>P. minimum</u>		<u>Egretta thula</u>	(37a)
<u>P. minimum</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(37)
<u>P. nanum</u>		<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (56)
<u>Probolocoryphe glandulosa</u>	MICROPHALIDAE	<u>Florida caerulea caerulea</u>	ARDEIDAE (37)
<u>Prosthogonimus cuneatus</u>	PROSTHOGONIMIDAE	<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>P. (P.) karausiaki</u>		<u>A. cyanoptera</u>	(39)
<u>P. (P.) karausiaki</u>		<u>A. discors</u>	(39)
<u>P. (P.) rudolphii</u>		<u>A. cyanoptera</u>	(39)
<u>P. (P.) rudolphii</u>		<u>A. discors</u>	(39)
<u>Pulchrosoma reticulatum</u>	CATHAENASIIDAE	<u>Ceryle torquata</u>	ALCEDINIDAE (37)
<u>Riberioa ondatrae</u>		<u>Butorides striatus</u>	ARDEIDAE (56)
<u>R. ondatrae</u>		<u>B. striatus</u>	(1) (57)
<u>R. ondatrae</u>		<u>Casmerodius albus</u>	(1)
<u>R. ondatrae</u>		<u>Nycticorax nycticorax</u>	(1) (56)
<u>R. ondatrae</u>		<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	PHALACROCORACIDAE (1)(56)(57)
<u>Stomylotrema sp.</u>	STOMYLOTREMATIDAE	<u>Florida caerulea</u>	ARDEIDAE (56)
<u>Trecheophilus sissowi</u>	CYCLOCOELIDAE	<u>Anas boschas</u>	ANATIDAE (37)
<u>T. sissowi</u>		<u>A. boschas domestica</u>	(37)
<u>Zygocotyle lunata</u>	PARAMPHISTOMIDAE	<u>A. discors</u>	(37)
<u>Z. lunata</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(5)

CESTODA

<u>Anomotaenia ciliata</u>	DILEPIDIDAE	<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>Cloacotaenia megalops</u>	HYMENOLEPIDIDAE	<u>A. cyanoptera</u>	(6)(40)
<u>C. megalops</u>		<u>A. discors</u>	(6)(40)
<u>C. megalops</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>C. megalops</u>		<u>Fulica americana</u>	RALLIDAE (40)(27)
<u>Diorchia sp.</u>		<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>D. bulbodes</u>		<u>Anas sp.</u>	(30)
<u>D. bulbodes</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>D. inflatus</u>		<u>Fulica americana</u>	RALLIDAE (27)
<u>Picranotaenia corraeola</u>		<u>Charadrius collaris</u>	CHARADRIIDAE (20)
<u>D. himantopodius</u>		<u>Himantopus mexicanus</u>	RECURVIROSTRIDAE (17)
<u>Diploposthe laevis</u>	DIPLOSTHIDAE	<u>Anas sp.</u>	ANATIDAE (30)
<u>Drepanidotaenia sp.</u>	HYMENOLEPIDIDAE	<u>Butorides viriscens</u>	ARDEIDAE (56)
<u>Drepanidotaenia lanceolata</u>		<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>Echinocotyle crocethia</u>		<u>Crocethia alba</u>	SCOLOPACIDAE (20)
<u>E. rosseteri</u>		<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>Fimbriaria fasciolaris</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>Fimbriaroides sp.</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>Hymenolepis sp1.</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>Hymenolepis sp2.</u>		<u>A. platyrhynchos diazi</u>	(28)
<u>Infulia macrophallus</u>	DIOCOCESTIDAE	<u>Himantopus mexicanus</u>	RECURVIROSTRIDAE (17)
<u>Sobolevicanthus gracilis</u>	HYMENOLEPIDIDAE	<u>Anas platyrhynchos diazi</u>	ANATIDAE (28)
<u>Pradilepis caballeroi</u>	DILEPIDIDAE	<u>Butorides viriscens</u>	ARDEIDAE (56)

Polymorphus minutus
Tetrabothrius sulae

HYMENOLEPIDIDAE
TETRABOTHRIIDAE

Anas platyrhynchos diazi
Pelecanus o. carolinensis

ANATIDAE (28)
PELECANIDAE (40)

NEMATODA

Amidostomum acutum
Contraecaecum sp.
G. bancrofti
G. caballeroi
G. (Ornithoecaecum) hoffmani
G. mexicanum
G. microcephalum
G. microcephalum
G. rothfaini
G. rudolphii
G. spiculigerum
Cosmocephalus sp.
Dispharynx sp.
Echinuria sp.
Epidioctonum crami
Hystriehis varispinosus
Monopetelonema alcedinis
Rusguniella arctica
Oxyspirura (Y.) mansonii
Syngamus trachea
Tetrameres sp.

TRICHOSTRONGYLIDAE
ANISAXIDAE

ACUARIIDAE

TRICHOSTRONGYLIDAE

DIOCTOPHYMIDAE

DIPLOTRIANIDAE

ACUARIIDAE

THELAZIIDAE

SYNGAMIDAE

TETRAMERIDAE

Anas platyrhynchos diazi
Butorides viriscens
Pelecanus erythrorhynchus
Anhinga anhinga
Cochlearius cochlearius
Pelecanus o. californicus
Nycticorax nycticorax naevius
Pelecanus erythrorhynchus
Megasceryle torquata
Anhinga anhinga
Phalacrocorax nigricollis mexicanus
Nycticorax nycticorax
Phalacrocorax olivaceus
Anas platyrhynchos diazi
A. platyrhynchos diazi
A. platyrhynchos diazi
Ceryle torquata
Anas platyrhynchos diazi
"aguillilla"
Phalacrocorax olivaceus
Butorides viriscens

ANATIDAE (28)
ARDEIDAE (56)
PELECANIDAE (2)
ANHINGIDAE (4)
COCHLEARIDAE (8)(14)
PELECANIDAE (31)
ARDEIDAE (2)
PELECANIDAE (9)
ALCEDINIDAE (2)
ANHINGIDAE (4)
PHALACROCORACIDAE (11)
ARDEIDAE (56)
PHALACROCORACIDAE (56)
ANATIDAE (28)
(28)
(28)
ALCEDINIDAE (2)
ANATIDAE (28)
(2)
PHALACROCORACIDAE (56)
ARDEIDAE (56)

ACANTHOCEPHALA

Arhythmorhynchus brevis
Corynosoma constrictum
Polymorphus minutus

POLYMORPHIDAE

Nycticorax nycticorax hoactli
Anas platyrhynchos diazi
Fulica americana

ARDEIDAE (60)
ANATIDAE (28)
RALLIDAE (27)

En la Tabla 1 se denota la publicación en México de 27 trabajos sobre la taxonomía de helmintos de aves acuáticas. De estos hospederos, los ardeidos y los anatidos han sido los mejor representados, destacando también las familias Alcedinidae, Phalacrocoracidae y Pelecanidae.

Los ardeidos y anatidos se cuentan entre las aves acuáticas más frecuentes y abundantes en los cuerpos de agua de México; esto podría explicar que hayan sido las familias más estudiadas con respecto a su helmintofauna. Es destacable también el carácter migratorio de sus especies, lo cual permite suponer la amplitud en la distribución geográfica de los parásitos que las afectan.

El registro indica un total de 75 especies de helmintos, de los cuales el 42.6% son tremátodos, el 28% son céstodos, el 25% corresponde a nemátodos y únicamente el 4% está constituido por los acantocéfalos.

Podemos también señalar la presencia de especies ampliamente distribuidas en el Continente Americano y eventualmente en el mundo, como las de los géneros *Clinostomum*, *Posthodiplostomum*, *Prosthogonimus* y *Riberoia*; entre los céstodos *Cloacotaenia* y *Diorchis* y entre los nemátodos varias especies del género *Contracaecum*. Todas estas especies muestran una baja especificidad hospedatoria, visible en la amplitud de su registro de hospederos.

En particular nuestro trabajo aborda el estudio de la helmintofauna de *Phalacrocorax olivaceus*, *Ardea herodias*, *Butorides striatus*, *Nycticorax nycticorax*, *Chloroceryle amazona* y *Jacana spinosa*.

La distribución geográfica de los ardeidos considerados (*Ardea herodias*, *Butorides striatus* y *Nycticorax nycticorax*) es amplia ya que son especies migratorias; se encuentran desde Canadá hasta el Norte de Sudamérica; la última especie es cosmopolita; sin embargo, para las familias *Phalacrocoracidae*, *Alcedinidae* y *Jacanidae* la distribución geográfica es más limitada, puesto que en general se trata de especies no migratorias.

En la Tabla 2 presentamos el registro helmintológico de las especies de aves que hemos trabajado; en ella se señala el parásito, la familia del parásito y entre parentésis la referencia bibliográfica.

TABLA 2. REGISTRO HELMINTOLOGICO PARA LAS ESPECIES DE AVES ESTUDIADAS EN EL PRESENTE TRABAJO

ORDEN: CICONIFORMES

FAMILIA: ARDEIDAE

Ardea herodias "siete presas" o "garza azul"

PARASITO	FAMILIA	PAIS (Ref.biblio.)
TREMATODA		
<u>Apharyngostrirea</u> sp.	STRIGEIDAE	USA (35)
<u>Clinostomum complanatum</u>	CLINOSTOMIDAE	Colombia (37) México (38a)
<u>C. heluans</u>		México (5) Cuba (37)
<u>C. marginatum</u>		USA (35)
<u>Posthodiplostomum minimum</u>	DIPLOSTOMIDAE	(35) México (38a)
CESTODA		
<u>Gyrorhynchus tetrorchis</u>	DILEPIDIDAE	USA (35)
<u>Parvitaenia caribensis</u>		Cuba (59)
<u>P. heardi</u>		USA (62)
HEMATODA		
<u>Contraecaecum multipapillatum</u>	ANISAKIDAE	Brasil (68a)
<u>Eustrongyloides egnotus</u>	DIOCTOPHYMATOIDEA	USA (44)
ACANTHOCEPHALA		
<u>Polymorphus obtusus</u>	POLYMORPHIDAE	USA (67)(68)

Butorides striatus "joito" o "garcita verde"

TREMATODA		
<u>Amphimerus interruptus</u>	OPISTHORCHIIDAE	Brasil (66)
<u>Apatemum gracilis</u>	STRIGEIDAE	Cuba (37)
<u>Apharyngostrirea</u> (A.) <u>dubois</u>		(37)
<u>Ascocotyle angrense</u>	HETEROPHYDAE	Cuba (65a) (65b)
<u>A. (A.) puertoricensis</u>		Puerto Rico (37)
<u>A. (L.) megaloccephala</u>		(37)
<u>A. (A.) tenuicollis</u>		Argentina (51), (48)
<u>Clinostomum attenuatum</u>	CLINOSTOMIDAE	Cuba (37)
<u>C. complanatum</u>		México (5)
<u>C. golvani</u>		Francia (48)
<u>C. marginatum</u>		Brasil (66)
<u>Episthmium oscar</u>	ECHINOSTOMATIDAE	(66)
<u>Hysteromorpha triloba</u>	DIPLOSTOMIDAE	México (56)

Cont. TREMATODA

<u>Phagicola angrense</u>	HETEROPHYDAE	Brasil (66)
<u>Pigidiopsis pindoramensis</u>		Argentina (54) (51)
<u>Posthodiplostomum minimum</u>	DIPLOSTOMIDAE	México (38a)
<u>P. nanum</u>		Colombia (37) Brasil (66) Paraguay (25) (26)
<u>Riberoia ondatrae</u>	CATHAEMASIIDAE	México (1), (57)
<u>Stephanoprora conciliata</u>	ECHINOSTOMATIDAE	Venezuela (13)
CESTODA		
<u>Dicroanotaenia himantopodis</u>	HYMENOLEPIDIDAE	Cuba (59)
<u>Drepanidotaenia ardea</u>		(59) (54)
<u>Lobatolepis lobulata</u>		(59)
<u>Ophiovalipora lintoni</u>	DILEPIDIDAE	Nicaragua (61)
<u>Valipora mutabilis</u>		Cuba (59)
<u>Wardium himantopodis</u>	HYMENOLEPIDIDAE	(59)
NEMATODA		
<u>Contracaecum</u> sp.	ANISAKIDAE	México (56)
<u>Contracaecum microcephalum</u>		Cuba (3)
<u>C. multipapillatum</u>		México (21)
<u>Strongyloides cubensis</u>	STRONGYLOIDIDAE	Cuba (53)
<u>Tetramerus</u> sp.	TETRAMERIDAE	México (56)
<u>Tropisurus ferlini</u>	TROPISURIDAE	Cuba (15)
ACANTHOCEPHALA		
<u>Hexaglandula corynosoma</u>	POLYCHORPHYDAE	Brasil (55)

Nycticorax nycticorax "pancuque" o "pedrete gris"

TREMATODA

<u>Amphimerus interruptus</u>	OPISTHORCHIIDAE	México (56)
<u>Ascocotyle angrense</u>	HETEROPHYDAE	USA (62)
<u>A. (A.) tenuicollis</u>		Argentina (51)
<u>Centrocestus formosanus</u>		Japón (70)
<u>Cladocystis trifolium</u>	OPISTHORCHIIDAE	México (38a)
<u>Clinostomum complanatum</u>	CLINOSTOMIDAE	Japón (42) México (38a)
<u>C. golvani</u>		Francia (48)
<u>C. marginatum</u>		Brasil (66)
<u>Cyrtocotyle concavum</u>	HETEROPHYDAE	Yugoslavia (7)
<u>Episthium proximum</u>	ECHINOSTOMATIDAE	Brasil (66)
<u>Histeromorpha triloba</u>	DIPLOSTOMIDAE	México (56)
<u>Parorchis acanthus</u>	PHILOTHALMIDAE	Cuba (37)
<u>Posthodiplostomum minimum</u>	DIPLOSTOMIDAE	México (37)
<u>Pygidiopsis pindoramensis</u>	HETEROPHYDAE	Argentina (51)
<u>Riberoia ondatrae</u>	CATHAEMASIDAE	México (1) (56)

CESTODA

Reillietina tetragona
Valipora sultapumensis

DAVAINEIDAE Venezuela (22)
DILEPIDIDAE India (16)

NEMATODA

Capilaria avelari
C. brasiliense
Contracecum microcephalum
C. plagitiacium
Eustrongyloides sp.
Eustrongyloides ignotus
Tropisurus (P.) fissispinus

TRICHURIDAE Brasil (34)
(33)
ANISAKIDAE México (2)
Norte y Sudamerica (15) Uruguay (45)
DIOCTOPHYMATOIDEA USA (49)
(15)
TROPISURIDAE Norteamerica y Sudamerica (15)

ACANTHOCEPHALA

Arhythmorhynchus brevis
A. duocinctus
Hexaglandula inermis

POLYMORPHIDAE México (60)
USA (41)
Brasil (55)

ORDEN: PELECANIFORMES

FAMILIA: PHALACROCORACIDAE

Phalacrocorax olivaceus "cormoran" o "pato buzo"

PARASITO

FAMILIA

PAIS (Ref. biblio.)

TREMATODA

Austrodiplostomum mordax
Clinostomum intermedialis
Cyathocotyle neotropicalis
Diplostomum (A.) compactum
Drepanocephalus mexicanus
D. olivaceus
D. parvicephalus
D. spathans
Echinochasmus zubeckhanense
Galactosoma puffini
Hysteroforma compacta
H. trilobe
Ignavia olivacei
Pholeter anterouterus
Posthodiplostomum nanum
Prosthogonimus cuneatus
Neodiplostomum (N.) obesum
Ribeiroia ondatree

DIPLOSTOMIDAE Argentina (63)
CLINOSTOMIDAE Venezuela (23)
CYATHOCOTYLIDAE (47)
DIPLOSTOMIDAE Colombia (58) Venezuela (52) México (57) (56)
ECHINOSTOMATIDAE México (38)
Venezuela (46) México (57) (56)
Colombia (58)
(58) Venezuela (58) México (57) (56)
México (1) (56)
Venezuela (46)
DIPLOSTOMIDAE (23)
México (56)
Argentina (50)
OPISTHOCOTYLIDAE Venezuela (29)
DIPLOSTOMIDAE México (56)
PROSTHOGONIMIDAE Venezuela (23)
DIPLOSTOMIDAE (23)
CATHAEMASIDAE México (1) (57) (56)

NEMATODA

Contracaecum rudolphii

ANISAKIDAE

Chile (65) (64)

Dispharynx sp.

ACUARIIDAE

México (56)

Syngamus trachea

SYNGAMIDAE

(56)

ORDEN: CORACIIFORMES

FAMILIA: ALCEDINIDAE

Chloroceryle amazona "martin pescador"

TREMATODA

Amphimerus sp.

OPISTORCHIIDAE

México (38a)

Uvulifer prosocotyle

DIPLOSTOMIDAE

Venezuela (23)

U. weberi

Paraguay (25)

Pulchrosoma reticulata

CATHAEMASIDAE

Venezuela (13)

ORDEN: CHARADRIIFORMES

FAMILIA: JACANIDAE

Jacana spinosa "gallinita de agua" o "cirujano"

TREMATODA

Athesmia heterolecothodes

DRICOCOELIDAE

Venezuela (23) Brasil (66)

A. rudecta

Islas Galapagos (37) Venezuela (23)

Cyclocoelum sp.

CYCLOCOELIDAE

México (38a)

C. (C.) facioei

Costa Rica (37)

C. (C.) mutabilis

México (12)

Leucochloridium pulchrum

LEUCOCHLORIDIIDAE

Brasil (28a)

Neoleucochloridium sp.

(38a)

Paramonostomum ionorne

MOTOCOTYLIDAE

Brasil (66)

Prionosoma pricei

ECHINOSTOMATIDAE

Cuba (37)

Tenasia winteri

EUCOTYLIDAE

Costa Rica (37)

NEMATODA

Pysoccephalus sp.

SPIRURIDAE

Cuba (15)

En la Tabla 2 puede observarse que hasta la fecha se han publicado aproximadamente 54 trabajos en todo el mundo acerca del registro helmintológico de las especies de aves estudiadas en el presente trabajo, siendo la especie *Nycticorax nycticorax* la que ha sido abordada más ampliamente con respecto a la taxonomía de helmintos en Brasil, México y E.E.U.U principalmente. *Butorides striatus*, perteneciente a la familia Ardeidae al igual que la especie anterior, ha sido también muy estudiada en Cuba, México y Brasil entre otros países. Cabe mencionar que la helmintofauna de *Phalacrocorax olivaceus*, ha sido estudiada en Venezuela y México en gran parte, aunque también en Colombia, Argentina, Chile y Brasil.

El registro helmintológico de las seis especies de aves, demuestra que son los tremátodos el grupo mejor representado en todas ellas. Constituyen más del 50% de su helmintofauna y en algunas de ellas es el único componente que se encuentra, por ejemplo en el caso de *Chloroceryle amazona*. Los céstodos y los nemátodos son los grupos que continúan en importancia por el número de especies registradas y por último los acantocéfalos; de estos y de los céstodos, solamente se han realizado registros en los Ardeidos estudiados.

La presencia de tremátodos de los géneros *Clinostomum* y *Posthodiplostomum* se ha registrado en todos los Ardeidos y también en *Phalacrocorax olivaceus* al igual que el nemátodo del género *Contracaecum*; el céstodo del género *Valipora*, es el único que comparten tanto *Butorides striatus* como *Nycticorax nycticorax*, a las que parasita exclusivamente.

REFERENCIAS SEÑALADAS EN LAS TABLAS 1 y 2.

1. Aguirre, M. L. 1989.
2. Alecanster, Y. 1948.
3. Barus, V. 1966.
4. Bravo-Hollis, M. 1939.
5. Bravo-Hollis, M. 1947.
6. Bravo-Hollis, M. y L. Caballero-Deloya. 1973.
7. Brglez, J. 1982.
8. Caballero y C., E. 1935.
9. Caballero y C., E. 1938.
10. Caballero y C., E. y B. L. Flores. 1948.
11. Caballero y C., E. 1948.
12. Caballero y C., E. and B. L. Flores. 1952.
13. Caballero y C., E. y C. D. az-Ungr a, 1958. 1958.
14. Caballero, D. J. 1960.
15. Caballero, R. G. 1982.
16. Capoor, V. M., V. C. Srivastava. and A. S. Chauhan. 1975.
17. Coil, W. H. 1955a.
18. Coil, W. H. 1955b.
19. Coil, W. H. 1955c.
20. Coil, W. H. 1956.
21. Deardorff, T. L. and R. M. Overstreet. 1980.
22. D az-Ungr a, C. and J. Tur. 1957.
23. D az-Ungr a, C. 1967.
24. Dietz, E. 1909.
25. Dubois, G. 1985.
26. Dubois, G. 1988.
27. Eley, T. J. 1976.
28. Far as, J. D. and A. G. Canarias. 1986.
- 29a. Fernandes, B. M. H. 1970.
29. Fischthal, J. H. and P. Nasir. 1974.
30. Flores-Barroeta, L. 1955.
31. Flores-Barroeta, L. 1957.
32. Flores-Barroeta, L. y E. Hidalgo. 1960.
33. Texeira de Freitas, J. F. 1933.
34. Texeira de Freitas, J. F. and J. Lins de Almeida. 1935.
35. Georgi, M. E., M. S. Carlisle. and L. E. Smiley. (1986).
36. Greve, J. H. and D. L. Gramah. 1980.
37. Lamothe-Argumedo, R. and C. B. Jolmes. 1986.
- 37a. Lamothe-Argumedo, R. y G. Pérez-Ponce de León. 1986.
38. Lamothe-Argumedo, R. y G. Pérez-Ponce de León. 1989.
- 38a. Lamothe Argumedo, R. y G. Pérez-Ponce de León. 1987.
39. Larios, I. 1942.
40. Larios, I. 1944.
41. Lincicone, D. R. 1943.
42. Lo, C. F., F. Huber and G. H. Kou. 1981.
43. Lutz, A. 1928.
44. Measures, L. N. 1988.
45. Lent, H. and J. F. Texeira de Freitas, 1948.
46. Nasir, P. and H. Marval. 1968.
47. Nasir, P. and H. T. D. az. 1972.
48. Nassi, H. and C. Bayssade-Dafour. 1980.
49. Nat. Wildl. Health Cent. quart. mortal. rep. (Apr. - Jun. 1987).
50. Nuñez, 1967.
51. Ostrowski de Nuñez, M. 1976.
52. Ostrowski de Nuñez, M. 1982.
53. Pérez-Vigueras, I. 1942.
54. Pérez-Vigueras, I. 1960.
55. Petrochenko, V. I. 1956.
56. Pineda-López, et. al. 1985.
57. Ramos, R. P. 1989.
58. Rietschel, G. and B. Werdling. 1978.
59. Rysavy, B. and J. B. Macko. 1971.
60. Salgado-Maldonado, G. 1980.
61. Schmidt, G. D. and K. A. Heiland. 1971.
62. Schmidt, G. and H. C. Courtney. 1973.
63. Szidat, L. and A. Wani. 1951.
64. Torres, P.; L. Figueroa; A. Saldivia. and J. Barrientos. 1982.
65. Torres, P.; V. Sierpe. and R. Schalatter. 1983.
- 65a. Travassos, L. P. 1916.
- 65b. Travassos, L. P. 1929.
66. Travassos, L.; J. F. Freitas. and A. Kohn. 1969.
67. VanClave, H. J. 1918.
68. VanClave, H. J. 1924.
- 68a. Von Drasche, 1882. (In: Lucker, J. T. 1941).
69. Yamaguti, S. 1959.
70. Yanohara, Y. 1959.

2.3 OBJETIVOS.

- **Determinar a nivel específico los helmintos registrados en seis especies de aves ictiófagas de Teapa, Tabasco.**

- **Describir la morfología de dichas especies de parásitos.**

- **Comparar morfológicamente las especies descritas con las caracterizadas previamente en la literatura.**

3.0 BIOLOGIA DE LAS ESPECIES DE HOSPEDEROS

A continuación se exponen algunos aspectos generales de la biología de las especies de aves estudiadas, señalándose especialmente su distribución geográfica, hábitat y hábitos alimenticios.

ORDEN: CICONIFORMES

FAMILIA: ARDEIDAE

Ardea herodias "siete presas" o "garza azul"

HABITAT

Se encuentran en ciénagas salobres y de agua dulce, a lo largo de los lagos, ríos, lagunas y manglares; se reproducen principalmente en árboles pero también lo hacen en tierra, orillas rocosas y en acantilados en zonas de temperatura tropical. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Se reproducen desde el suroeste de Columbia Británica, sur de Manitoba, centro de Quebec y al sur desde Nueva Escocia hasta Tennessee y Carolina del Sur, al oeste desde Iowa, Nebraska y Bermudas. En época de invernación, se encuentran desde Nueva York y el sur del Valle de Ohio hasta Florida, Texas y Panamá. En México se localizan desde Guerrero, en Veracruz y en toda la costa del Golfo. (Forbush and May, 1965).

ALIMENTACION

Se alimentan de peces, ranas, mamíferos pequeños, aves jóvenes, moluscos, crustáceos e insectos.

HABITAT

Se localizan en charcos, ríos, lagos, lagunas, ciénagas, pantanos y manglares tanto salobres como de agua dulce; se reproducen en árboles de áreas boscosas de regiones tropicales. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Se reproducen desde el norte de Dakota, centro de Minnesota, norte de Wisconsin, sur de Ontario, sur de Quebec y sur de Nueva Escocia hasta el desierto Tortugas, la Costa del Golfo, Texas, México y Centro América y al oeste hacia el centro de Colorado y Nuevo México; la invernación la realizan desde Florida y suroeste de Texas hasta América Central y Colombia.

Existen colonias residentes en América (grupo "striatus") desde el este de Panamá, Colombia, sur de Venezuela, Perú, Chile, centro de Argentina y Uruguay, también en las Islas Galapagos; y en el Hemisferio Occidental desde el Mar Rojo hasta el Golfo del Eden, en Africa al Sur del Sahara, sobre las islas del Océano Indico y desde el Norte de China, Japón y al Sur en todo Asia y las Filipinas hacia Australia y sur de Polinesia.

Realizan migraciones (grupo "viriscens") al norte hasta el este de Washington, centro de Ontario, Nueva Escocia y suroeste de Newfoundland, y al sur hasta Surinam y el (grupo "striatus") al norte hasta Costa Rica y San Vicente y las Antillas menores. (American Ornithologist' Union, 1983).

ALIMENTACION

Se alimentan de peces, anfibios y animales acuáticos pequeños.

1. Se consideran dos grupos dentro de esta especie, el grupo "striatus" y el grupo "viriscens", aunque algunos autores los describen como especies separadas. ambos grupos coexisten en Panamá. (American Ornithologist' Union, 1983).

HABITAT

Se encuentran en ciénagas, pantanos, charcos, lagos, lagunas y manglares; se reproducen en árboles en áreas boscosas cerca del agua ocasionalmente en cañas en zonas de temperatura tropical. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Se reproducen desde Oregon, Wyoming, sur de Manitoba, sur de Quebec y al sur hasta Paraguay, en el Hemisferio Occidental desde Holanda, centro y sur de Europa, Noroeste y Sur de Africa, sobre Madagascar y desde el este de Asia hasta el Este de China y Japón, y al sur hasta las Filipinas y las Indias del este; invernán desde el Norte de California, Oregon y al sur de Nueva York y en el Viejo Mundo en Africa, al sur de Sahara y desde Asia menor atravez del sureste de Asia hasta Japón, y al sur de la línea de Ecuador. (Forbush and Mayr, 1965).

ALIMENTACION

Principalmente de peces, anfibios y crustáceos.

ORDEN: PELECANIFORMES

FAMILIA: PHALACROCORACIDAE

Phalacrocorax olivaceus "cormorán" o "pato buzo"

HABITAT

Se encuentran formando colonias en ríos, lagos, marismas, pantanos y ciénagas de la costa marítima o litoral. Se reproducen en zonas de temperatura tropical. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Residentes desde el noroeste de México, sureste de Texas, sur de Louisiana, Cuba, La isla de Pinos, y al sur de las Bahamas hasta Nicaragua. (Forbush and May, 1965).

En México aparentemente se han registrado dos poblaciones para esta especie: *Phalacrocorax olivaceus mexicanus*, el cual habita en Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Chiapas, San Luis Potosí, Nuevo León, Tamaulipas, Veracruz, Tabasco, Yucatán y Quintana Roo; y *Phalacrocorax olivaceus chancho*, se encuentra distribuido en áreas costeras del noroeste desde Sonora hasta Colima, encontrandose individuos en ocasiones hasta Guerrero (Friedman, et al. 1950).

ALIMENTACION

Su dieta la constituyen principalmente peces, aunque también se alimentan de crustáceos, ranas, larvas de anfibios y en algunas ocasiones de materia vegetal. (Palmer, 1962).

ORDEN: CORACIIFORMES

FAMILIA: ALCEDINIDAE

Chloroceryle amazona "martín pescador"

HABITAT

En ríos, lagos, bosques con ríos, en charcos de bosques y sabana. Se encuentran en zonas tropicales y zonas bajas subtropicales. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Residentes de México desde Nayarit, suroeste de San Luis Potosí y sur de Tamaulipas, y al sur a lo largo de ambas vertientes de Mesoamérica y en Sudamérica desde Colombia, Venezuela (también Trinidad y Tobago), al sur de Guayanas, al este de los Andes, este de Perú, Bolivia, norte de Argentina y Uruguay. (American Ornithologist' Union, 1983).

ALIMENTACION

Se alimentan de peces pequeños e insectos.

ORDEN: CHARADRIIFORMES

FAMILIA: JACANIDAE

Jacana spinosa "gallito de agua" o "cirujano"

HABITAT

Ciénagas de agua dulce, vegetación flotante, pasturas, praderas, orillas de charcos, lagos y ríos. En zonas tropicales y zonas bajas subtropicales. (American Ornithologist' Union, 1983).

DISTRIBUCION

Residentes desde el sur de Texas (raramente al norte de Ciudad Brazoria), en México desde el sur de Sinaloa y al sur de Tamaulipas; a lo largo de ambas vertientes de Mesoamérica, hacia el oeste de Panamá, así como en las grandes antillas. (American Ornithologist' Union, 1983).

ALIMENTACION

Plantas acuáticas, peces e invertebrados.

4.0 AREA DE ESTUDIO

GENERALIDADES SOBRE EL AREA

El estado de Tabasco se encuentra situado al Sureste de la República Mexicana, limitado al Norte por el Golfo de México, al Este por el estado de Campeche y el país de Guatemala, al Sur por el estado de Chiapas y al Oeste por el estado de Veracruz.

Fisiográficamente se encuentra dentro de la provincia de la Planicie Costera del Golfo (Raisz, 1959), la que esta representada en la zona por planicies sujetas a inundaciones, con elevaciones pequeñas que no rebasan los 200 m.s.n.m.

El municipio de Teapa se encuentra al sureste de Tabasco; y en particular el Centro Piscicola se localiza a los $17^{\circ}31'26''$ Latitud Norte y $92^{\circ}54'48''$ Longitud Oeste, en el ejido Mariano Matamoros a 8.5 km. al este de Teapa.

El Centro Piscicola se encuentra a orillas del río Puyacatengo; cuenta con una superficie de 80 hectareas, formando cuatro secciones de estanquería.

La fisiografía, aunada a la cercanía del Golfo, son los principales modeladores del clima, el cual se clasifica como Af(m) de acuerdo a la clasificación de climas propuesta por Köppen y modificado por E. García (1971); este se define como un clima cálido, con lluvias en todo el año con un promedio pluvial en invierno menor al 18%; su mes más cálido está antes de junio y su temperatura anual promedio es de 26.1°C , con poca oscilación entre los 5 y 6°C .

En lo que respecta a la precipitación, ésta alcanza valores anuales de 3,614.2 mm.

Con base en la fuente geológica y el clima, se forman suelos acrisoles, es decir son suelos maduros que se originaron a partir de calizas y lutitas. Los acrisoles húmicos, contienen una rica capa de materia orgánica, por lo que son fuertemente ácidos, son también frecuentes en la zona. De la alteración de los materiales volcánicos se obtienen depósitos residuales con alto contenido de alúmina, los cuales son económicamente explotables.

La vegetación dominante que bordea la estanquería esta representada por gramíneas, herbáceas y la vegetación aledaña a la Piscifactoría se clasifica de acuerdo a Raedowski (1978) como Bosque Tropical Perennifolio, donde la humedad y temperatura no constituyen factores limitantes para el desarrollo de las plantas a lo largo de todo el año siendo una comunidad biológica compleja en la cual predominan árboles siempre verdes de más de 25 metros de altura.

PROCEDENCIA DEL MATERIAL DE ESTUDIO.

El material utilizado para este estudio procede de seis especies de aves acuáticas recolectadas en el Centro Piscícola de Teapa, Tabasco, México en noviembre de 1985, por parte del personal del Laboratorio de Helmintología del Instituto de Biología de la U.N.A.M; en el caso de los tremátodos, éstos se nos proporcionaron teñidos y montados.

RECOLECCION Y EXAMEN DE HOSPEDEROS

A las aves colectadas se les aplicó un examen helmintológico general; el externo comprendió el análisis de: orificios nasales, boca, cloaca, ojos, arcos superciliares y mediante el examen interno se revisó: tráquea, proventrículo, molleja, estómago, intestino, recto, hígado, pulmones, mesenterios, corazón, gónadas y cavidad del cuerpo.

Los órganos fueron colocados en solución salina al 0.6%; el hígado, los riñones, cerebro y las gónadas se revisaron por compresión entre dos vidrios, en tanto que los órganos restantes fueron dilacerados utilizando agujas de disección.

Los helmintos recolectados fueron manipulados por medio de un pincel, colocandolos en solución salina, para posteriormente fijarlos para su estudio taxonómico.

PROCESAMIENTO DEL MATERIAL DE ESTUDIO

FIJACION

Los tremátodos fueron colocados con ayuda de pinces en un portaobjetos conteniendo unas gotas de solución salina al 0.6%; posteriormente se aplanaron con un cubreobjetos, presionando ligeramente introduciendo por capilaridad el fijador (líquido de Bouin) a las preparaciones. Después de 24 horas, éstas se desmontaron y los parásitos se lavaron en varios cambios de alcohol al 70% en el que se conservaron

para su posterior estudio.

Los nemátodos fueron fijados con alcohol al 70% caliente, con el propósito de que murieran extendidos, lo cual facilita la observación de sus distintas estructuras, permaneciendo en éste fijador hasta el momento de ser estudiados.

Todos los helmintos recolectados se colocaron en frascos homeopáticos etiquetados con la cantidad y tipo de helminto, hábitat, hospedero, localidad y fecha de colecta.

TINCIÓN Y ACLARAMIENTO

Los tremátodos se tiñeron utilizando las técnicas rutinarias en Helminología como hematoxilina de Delafied, paracarmin de Mayer y tricrómica de Gomori.

Para el aclaramiento de los nemátodos se elaboraron preparaciones temporales utilizando dos calzas entre potaobjetos y cubreobjetos. En los nemátodos que no se aclaraban con Lactofenol de Amman se utilizaron proporciones de Lactofenol-Creosota (1:4) para acelerar el proceso.

Para facilitar la observación del poro excretor, se agregó a la preparación azul de algodón durante uno o dos minutos a la misma.

En algunos nemátodos fue necesario efectuar cortes cefálicos y disecciones, para así poder hacer observaciones tanto en Microscopía Óptica (MO) como en Microscopía Electrónica de Barrido (MEB); éstas se realizaron con ayuda de un bisturi y pinzas finas sobre una caja de Petri con parafina.

ESTUDIO CON MICROSCOPIA ELECTRONICA DE BARRIDO

Los nemátodos redescritos en este trabajo, fueron estudiados con Microscopía Electrónica de Barrido.00

La técnica utilizada para MEB fué la propuesta por Eisenback (1986), con algunas modificaciones y es la siguiente:

- 1) Hidratar los nemátodos en alcoholes graduales desde 70^o, 65^o, 60^o y así sucesivamente hasta agua destilada, en cambios de 15 minutos cada uno.
- 2) Congelar los ejemplares en 0.5 ml. (12 gotas) de agua de la llave en el refrigerador (4-8 °C) por espacio de 30 minutos.
- 3) Fijar secuencialmente por adición de cuatro gotas de glutaraldehído al 4% - Formol 2% amortiguado con cacodilato de Sodio 0.1 M pH 7.2 [0.04 gr. de cacodilato en 250 ml de agua destilada] cada media hora hasta que la concentración final de fijador sea igual a Glutaraldehído 2% - Formol 1% (12 gotas de fijador) en frío.
- 4) Continuar la fijación de 15 a 20 horas en frío.
- 5) Refijar posteriormente en Tetróxido de Osmio al 2% (amortiguado en 0.1 M. de cacodilato de Sodio pH 7.2) durante 8 horas a 4^oC .
- 6) Deshidratar en alcoholes de 30, 40, 50, 70, 80, 96 y 100% o en relaciones de 1:3, 2:2, 3:2 de acetona-alcohol hasta acetona pura.
- 7) Dejarlos en acetona al 100% hasta la desecación a punto crítico, la cuál se realizó siguiendo el procedimiento convencional, mediante el empleo de CO₂.

Los nemátodos completos y cortes de los mismos se montaron en tubos de MEB provistos de una cinta adhesiva, posteriormente se recubrieron con oro en una Ionizadora Jeol Fune Coat Ion Sputer JFC 1100 durante 8 minutos. La observación se realizó en un Microscópio Electrónico de

Barrido Jeol JSM-35C del Laboratorio de Microscopia del Instituto de Geología de la UNAM, obteniéndose fotomicrografías de los rasgos más representativos.

ESTUDIO MORFOMETRICO

Una vez que el material estuvo procesado y montado, se procedió a realizar el estudio morfométrico, que consistió en medir a los ejemplares con un ocular milimétrico y en la esquematización de sus principales rasgos mediante el empleo de una cámara clara adaptada al microscópio fotónico.

A continuación se efectuó la descripción morfométrica de los organismos y posteriormente su identificación a nivel générico mediante el empleo de claves, principalmente las elaboradas por Yamaguti (1961) y Anderson, *et al.* (1983) y a nivel específico comparandolas con las descripciones de las especies que constituyen al género.

Las medidas estan dadas en milímetros y se presenta el intervalo mínimo y máximo de estas, y entre parentésis el promedio.

RESULTADOS

6.0 RESULTADOS

Se examinaron seis especies de aves acuáticas pertenecientes a cuatro familias, recolectándose de ellas tres especies de tremátodos y cuatro especies de nemátodos, que son los que describiremos en el desarrollo de este trabajo. (Tabla 3)

Aún proviniendo de la misma localidad y siendo todas ellas aves ictiófagas, únicamente *Nycticorax nycticorax* y *Phalacrocorax olivaceus* compartieron dos especies de nemátodos del género *Contraecum*, que se encuentran entre los parásitos más abundantes, siendo también de estas aves de las que se recolectó mayor cantidad de material.

La Tabla 3, corresponde a una lista de parásitos y hospederos y a continuación de ésta se desarrolla la redescrición morfométrica y la discusión taxonómica de cada uno de los helmintos recolectados.

TABLA 3. RESULTADOS. ESPECIES DE HELMINTOS REDESCRITAS EN EL PRESENTE ESTUDIO.

HELMINTO	NUMERO DE EJEMPLARES	HOSPEDERO	FAMILIA	HABITAT
TREMATODA				
<u>Leucochloridium</u> (L.) <u>variae</u> Mc Intosh, 1932	8	<u>Jacana spinosa</u>	Jacanidae	Cloaca
<u>Amphimerus interruptus</u> (Braun, 1901) Barker, 1911	2	<u>Chloroceryle amazona</u>	Alcedinidae	Conductos biliares
<u>Phagicola angrense</u> (Travassos, 1916) Sogandares-Bernal y Lumsden, 1963	10	<u>Butorides striatus</u>	Ardeidae	Intestino posterior
NEMATODA				
<u>Contracaecum multipapillatum</u> (von Drasche, 1882) Baylis, 1920	8q;14o	<u>Nycticorax nycticorax</u> <u>Phalacrocorax olivaceus</u>	Ardeidae Phalacrocoracidae	Estómago Estómago
<u>Contracaecum rudolphi</u> (Rudolphi, 1809) Hartwich, 1964	12q;4o	<u>Nycticorax nycticorax</u> <u>Phalacrocorax olivaceus</u>	Ardeidae Phalacrocoracidae	Estómago Estómago
<u>Desmidocerella</u> (D.) <u>numidica</u> (Seurat, 1920) Gilbert, 1927.	10q;10o	<u>Ardea herodias</u>	Ardeidae	Intestino
<u>Syncyaria squamata</u> (Linstow, 1883) Wong, et al. 1986	10q;9o	<u>Phalacrocorax olivaceus</u>	Phalacrocoracidae	Estómago

PHYLUM: Platyhelminthes Gegenbaur, 1859.
CLASE: Trematoda Rudolphi, 1808.
SUPERORDEN: Anepitheliocystidia LaRue, 1957.
ORDEN: Strigeatoidea LaRue, 1926.
SUBORDEN: Strigeata LaRue, 1926.
SUPERFAMILIA: Brachylaemoidea Allison, 1943.
FAMILIA: Leucochloridiidae (Poche, 1907) Dollfus, 1934.
SUBFAMILIA: Leucochloridiinae Poche, 1907.
GENERO: Leucochloridium Carus, 1835.
SUBGENERO: Leucochloridium Bakke, 1980.
Leucochloridium (L.) varia (Mc Intosh, 1932) Bakke, 1980.

La redescipción de este tremátodo se basa en 8 ejemplares sexualmente maduros, obtenidos de la cloaca de *Jacana spinosa*.

Son tremátodos de forma ovoide que miden 1.698 a 2.316 (2.046) de longitud total por 0.865 a 1.081 (0.988) de anchura máxima a nivel de la parte media del cuerpo. La cutícula es gruesa y carece de espinas.

La ventosa oral está muy desarrollada; se encuentra situada en posición subterminal, siendo ligeramente más larga que ancha; mide 0.555 a 0.813 (0.696) de largo por 0.710 a 0.831 (0.770) de ancho.

El acetábulo es casi esférico, postecuatorial y mide 0.465 a 0.749 (0.649) de largo por 0.594 a 0.749 (0.690) de ancho.

La relación que guardan la ventosa oral y el acetábulo, es de 1 : 0.932 de largo por 1 : 1.063 de ancho.

La boca se abre en el centro de la ventosa oral, es elíptica en la mayoría de los ejemplares y mide 0.092 a 0.180 (0.125) de largo por 0.233 a 0.633 (0.396) de ancho; se

comunica con una faringe musculosa más ancha que larga, que mide 0.120 a 0.172 (0.147) de largo por 0.182 a 0.233 (0.211) de ancho. No existe esófago. La faringe se continúa inmediatamente con los ciegos intestinales cuya bifurcación dista 0.710 a 0.878 (0.775) del extremo anterior del cuerpo. Los ciegos corren paralelamente a los bordes laterales del cuerpo, terminando cerca del extremo posterior, aproximadamente a la mitad de la bolsa del cirro.

El aparato reproductor masculino esta representado por dos testículos; el testículo anterior es más ancho que largo y se encuentra adyacente a la rama derecha del ciego; en algunos ejemplares se observa cercano al borde posterior derecho del acetábulo, midiendo 0.079 a 0.278 (0.154) de largo por 0.144 a 0.230 (0.193) de ancho. El testículo posterior es ligeramente más largo que el anterior y generalmente alcanza la porción final del ciego izquierdo; mide 0.127 a 0.292 (0.208) de largo por 0.168 a 0.240 (0.195) de ancho. La bolsa del cirro es casi esférica, contiene a la próstata y al cirro y está situada en los extremos de los ciegos, posteriormente al testículo posterior; mide 0.199 a 0.275 (0.236) de largo por 0.154 a 0.275 (0.229) de ancho. El cirro, evaginado en solo un ejemplar, mide 0.275 de largo por 0.092 de ancho en su porción inicial y 0.079 en su porción media; carece de espinas pero tiene una apariencia rugosa.

El ovario se localiza sobre el lado izquierdo del cuerpo, por encima del borde anterior del testículo posterior, es ligeramente más largo que ancho y mide 0.120-0.196 (0.149) de largo por 0.086-0.175 (0.132) de ancho.

Los detalles del aparato reproductor femenino no se lograron observar con precisión debido a la gran cantidad de huevos contenidos en el útero, el cuál está confinado al área intercecal, excepto por algunas de sus ramas que sobrepasan los ciegos sobre cada lado de la faringe, llegando al

extremo posterior de la ventosa oral, alcanzando incluso los folículos vitelinos lateralmente.

Las glándulas vitelógenas se extienden anteriormente hasta casi la mitad de la ventosa oral; lateralmente se disponen sobre los ciegos intestinales y posteriormente llegan a alcanzar al margen posterior de la bolsa del cirro o a traslaparse ligeramente con está; en la mayoría de nuestros ejemplares los folículos vitelinos del lado izquierdo del cuerpo llegan a la parte media del acetábulo y los folículos vitelinos de la porción derecha alcanzan el margen anterior del ciego.

Los conductos vitelinos se unen por debajo del ovario y por arriba del testículo posterior para constituir un pequeño reservorio vitelino.

Los huevos son ovoides , operculados, de cascára lisa y de color pardo amarillento; miden 0.234 a 0.254 (0.241) de largo por 0.015 a 0.017 (0.016) de ancho.

El poro genital es dorsal, subterminal y a través de él se abre la bolsa del cirro; dista 0.068 a 0.096 (0.079) del extremo posterior del cuerpo.

El poro excretor desemboca en la región dorsal del cuerpo, ligeramente anterior al poro genital.

HOSPEDERO: *Jacana spinosa*

HABITAT: Cloaca

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del Instituto de Biología de la U.N.A.M con el Número de Catálogo: 241-25

DISCUSION

El género *Leucochloridium*, fué establecido por Carus en

0.5 mm

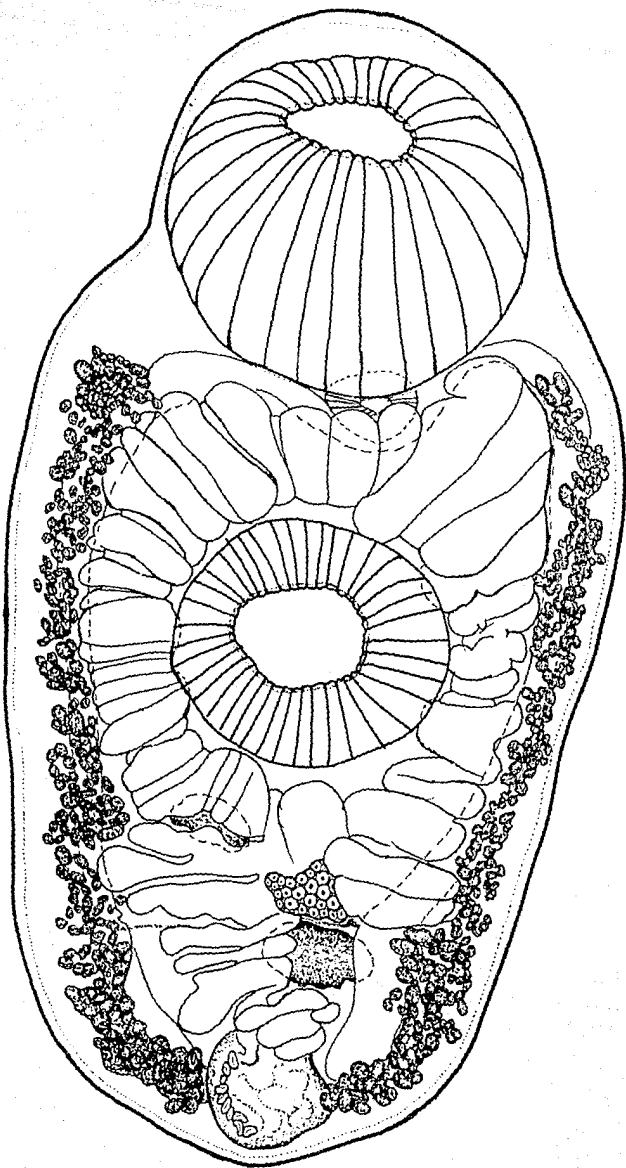


Figura 1. *Leucochloridium (L.) variae*. Adulto.

1835, con base en la especie *L. paradoxum* Carus, 1835 a partir de un esporocisto obtenido de *Succinea putris* L.; posteriormente fué estudiado por Bakke, 1980 quién obtuvo el adulto mediante infecciones experimentales de *Taenopygia guttata* con metacercarias de *L. paradoxum*.

El material redescrito en este trabajo presenta los principales rasgos que definen al género y concuerda con la redescrición y la revisión realizadas por Bakke en 1978a y 1980.

Dentro de este género son considerados tres subgéneros: *Neoleucochloridium*, *Leucochloridium* y *Papilloleucochloridium*, según Bakke (1980).

Con base en lo anterior ubicamos a nuestros ejemplares en el subgénero *Leucochloridium* ya que coinciden con las principales características morfológicas señaladas para éste y además tiene una amplia distribución geográfica (Neotropical, Palearctica, Oriental y Australiana) de acuerdo con Bakke (1980).

La validez de *Neoleucochloridium* Kagan, 1952 como género ha sido ampliamente discutida por diversos autores como Travassos y Kohn (1966) y Yamaguti (1971); sin embargo Bakke (1980) planteó su reducción a nivel subgenérico con base en la gran cantidad de similitudes existentes entre sus larvas y las de *Leucochloridium* Carus, 1835.

El género *Leucochloridium* está representado por 51 especies en todo el mundo, de las cuales 18 han sido registradas en América (TABLA 5); en México solo ha sido estudiada anteriormente *L. insigne* Looss 1899, por Larios en 1943, obtenida de *Querquedula discors*, del Lago de Texcoco, México.

Los criterios adoptados para la diferenciación de las

especies dentro del género *Leucochloridium* han sido señalados por Mc Intosh en 1927, 1932 y últimamente por Bakke en 1978 (a) y (b) y 1980 quién propuso los siguientes: : la extensión anterior del útero y las vitelógenas (así como el ancho y la extensión posterior); la posición, forma y tamaño de la bolsa del cirro; la ultraestructura tegumentaria; la posición del poro genital y el tamaño de las gónadas.

De acuerdo con lo anterior, comparamos nuestro material con las especies registradas para América (Tabla 5) y encontramos que éste difiere de las especies *L. flavum*, *L. sorae*, *L. insigne*, y *L. pulchrum* ya que la porción anterior del útero pasa por debajo de los ciegos y por la extensión lateral de las ramas uterinas; difiere de la especie *L. certhiae*, pues en ésta no se sobreponen las ramas uterinas lateralmente a los ciegos.

De acuerdo con la extensión anterior de las vitelógenas, nuestros ejemplares difieren de las especies *L. costaricense*, *L. insigne* y *L. fuscostriatum*, ya que en éstas las glándulas vitelógenas no se extienden anteriormente más allá de la bifurcación cecal o de la porción distal de la faringe y difieren de *L. parcum*, *L. melospizae*, *L. seiuri*, *L. dryobatae*, *L. certhiae*, *L. mnioltitae*, *L. icteri* y *L. vireonis* debido a que en ellas las glándulas vitelógenas no se extienden posteriormente más allá del extremo posterior del ovario, del testículo posterior o bien del extremo posterior de los ciegos.

Las especies *L. cyanoccitae*, *L. fuscostriatum*, *L. actitis*, *L. dryobatea* y *L. certhiae* difieren de nuestro material en la posición del poro genital, ya que en estas especies se abre en la parte terminal del cuerpo; difiere de *L. seiuri*, *L. dryobatae* y *L. pulchrum* porque estas especies presentan la bolsa del cirro muy pequeña.

Con base en lo anteriormente expuesto, consideramos que nuestro material corresponde a la especie *L. variae* McIntosh, 1932 debido a que concuerda con los principales criterios utilizados para la diferenciación de esta especie y con las descripciones realizadas por Lewis (1974) y Bakke (1978a y 1982), aún cuando este último trabajo, efectuado con MEB, reveló la presencia de espinas cuticulares ventrales y de una red irregular de "arrugas" que cubren al cirro, rasgos que no observamos en nuestros ejemplares debido a que fueron estudiados con microscopía de luz exclusivamente.

Kagan en 1952, en la revisión de la subfamilia Leucochloridiinae estableció que el rasgo utilizado por McIntosh en 1932, para separar las especies *L. pricei* y *L. variae* (posición media del ovario y los testículos), no es constante, por lo que sinonimiza a *L. pricei* de *L. variae*.

En un estudio realizado por Bakke en 1978a con infecciones naturales y experimentales, se estableció que de acuerdo con la variabilidad y validez de los caracteres utilizados para la creación de las especies *L. fuscostriatum* Robinson, 1947; *L. perturbatum* Pojmanska, 1969; *L. subtilis* Pojmanska, 1969 y *L. fuscum* Rietschel, 1970, éstas pueden ser consideradas conespecíficas de *L. variae* debido a que, en general, en la taxonomía de los tremátodos, las pequeñas diferencias morfológicas entre poblaciones alopátricas, usualmente son interpretadas como diferencias específicas, cuando en realidad constituyen únicamente morfotipos que representan subespecies o variantes morfológicas de la misma especie politípica (Bakke, 1978a); nosotros concordamos con lo anterior, ya que consideramos que para el establecimiento de estas especies, se han utilizado rasgos que pueden variar ampliamente, entre otras razones por las diferentes técnicas utilizadas para la preparación de los parásitos, o por la interpretación errónea de rasgos del material o por influencia de los diferentes hospederos como ha sido

planteado por este mismo autor (Bakke, 1978b, 1988a y 1988b) para otros tremátodos.

Asimismo el esporocisto de *L. variae* presenta una variación intraespecífica compleja (Bakke, 1982), por lo que consideramos necesario realizar estudios sobre infecciones experimentales y naturales que logren determinar la validez de las diferentes especies de la familia Leucochloridiidae.

La especie *L. variae* esta registrada infectando naturalmente tanto a Passeriformes (Mc Intosh, 1932), como a Charadriiformes (Bakke 1978a) y Galliformes (Mc Intosh 1932; Mueller 1941; Babero 1953). Bakke, 1982.

El presente estudio constituye el primer registro para la especie en México, con lo que se amplía su distribución geográfica y se establece un nuevo hospedero: *Jacana spinosa*.

 TABLA 5. ESPECIES DEL GENERO Leucochloridium Carus, 1835 REPORTADAS EN AMERICA.

ESPECIE	PAIS	HOSPEDEOS

<u>L. actitis</u> Mc Intosh, 1932 sin. <u>L. cyanocittae</u> Mc Intosh 1932-Kagan (1950) sin. <u>L. insigne</u> Looss y Witenberg, 1932, nec. Loss 1899, Pavlov (1962)	E.E.U.U	<u>Actitis macularia</u>
<u>L. certhiae</u> Mc Intosh, 1927	E.E.U.U	<u>Certhia familiaris americana</u> <u>Melospiza melodia beata</u> <u>Dendroica sp., Sphyrapicus sp.,</u> <u>Sturnus sp.</u>
<u>L. costaricense</u> Brenes y Arroyo, 1926	Costa Rica	<u>Gymnostinops montezuma</u>
<u>L. cyanocittae</u> Mc Intosh, 1932	E.E.U.U	<u>Cyanocitta cristata bromia</u> <u>Argelaius sp., Passer sp., Passerina sp.,</u> <u>Turdus sp., Sturnus sp., Fulica sp.,</u> <u>Sternus sp., Fulica sp., Charadrius sp.,</u> <u>Tringa sp., Vanellus sp.</u>
<u>L. dryobatae</u> Mc Intosh, 1932	E.E.U.U	<u>Dryobates villosus villosus</u> <u>Sphyrapicus sp., Papilo sp., Piranga sp.,</u> <u>Vireosylva sp., Molothrus sp.,</u> <u>Melospiza sp., Cardopadacus sp.</u>
<u>L. flavum</u> Travassos, 1922 sin. <u>L. holostomum</u> Rud, 1829-Ryshavy (1960), (1962)-Rietschel (1979)- Travassos (1922, 1928)	Brasil Venezuela	<u>Gallinula galeata, Homalonyx sp.,</u> <u>Gallinula sp., Porphyrola sp.,</u> <u>Jacana sp.</u>
<u>L. insigne</u> Looss, 1899, Morning, 1922 sin. <u>L. holostomum</u> Rud, 1829, Ginetsinkaja (1952) México	Egipto	<u>Fulica atra</u> <u>Querquedula discors</u>

SUPERORDEN: Ephitheliocystidia LaRue, 1957.

ORDEN: Opisthorchiida LaRue, 1957.

SUBORDEN: Opisthorchiata LaRue, 1957.

SUPERFAMILIA: Opisthorchioidea Faust, 1929.

FAMILIA: Opisthorchiidae (Looss, 1899) Braun, 1901.

SUBFAMILIA: Opisthorchiinae Looss, 1899.

GENERO: Amphimerus Barker, 1911.

Amphimerus interruptus. (Braun, 1901) Barker, 1911.

La redescipción de esta especie se basó en dos ejemplares grávidos, uno de los cuales está incompleto por efectos de manipulación, obtenidos de los conductos biliares de *Chloroceryle amazona*.

El cuerpo de estos tremátodos es largo, estrecho y con los extremos redondeados, se encuentra adelgazado hacia la porción anterior y ensanchado hacia la posterior.

La cutícula es gruesa y está armada con espinas muy pequeñas a lo largo de toda su superficie; a los lados del cuerpo presenta una musculatura fuerte muy característica, que se origina por debajo de la bifurcación cecal y por arriba del inicio de las vitelógenas.

La longitud total del parásito es de 9.600 por 1.201 a 1.320 de anchura máxima a nivel del extremo posterior del testículo anterior.

La ventosa oral, más grande que el acetábulo, es subterminal y muscular y mide 0.367 de largo por 0.438 de ancho; el acetábulo es pequeño, esférico, más ancho que largo, muscular y se encuentra situado en el primer tercio del cuerpo, a 2.340 del extremo anterior; mide 0.122 a 0.161 de largo por 0.200 a 0.226 de ancho; la relación entre ambas ventosas es de 1 : 0.332 de diámetro anteroposterior por 1 :

0.515 de diámetro transversal.

El aparato digestivo comprende la boca que es terminal, se abre en medio de la ventosa oral y mide 0.093 de largo por 0.247 de ancho. La faringe es redonda, musculosa, ligeramente más larga que el acetábulo y mide 0.172 de largo por 0.174 de ancho. De la faringe se continúa un esófago corto de paredes muy delgadas que mide 0.326 de largo por 0.092 a 0.132 de ancho; el esófago se comunica con el intestino, cuyos ciegos presentan los extremos muy ensanchados y corren dorsolateralmente hasta el extremo posterior del cuerpo, siendo el derecho más largo que el izquierdo.

La bifurcación cecal dista 0.856 del extremo anterior del cuerpo.

El aparato reproductor masculino se encuentra conformado por dos testículos de contornos irregulares, que se localizan en el extremo posterior del cuerpo, por debajo del ovario en el área intercecal, uno debajo del otro; el testículo anterior mide 0.204 a 0.296 de largo por 0.367 a 0.499 de ancho; el posterior mide 0.234 a 0.255 de largo por 0.439 a 0.530 de ancho. Del borde anterior de cada testículo sale un conducto eferente, que se unen justo detrás del acetábulo, constituyendo así el conducto deferente, el cual se ensancha dando lugar a la vesícula seminal, que es ligeramente más larga que ancha y mide 0.169 de largo por 0.117 de ancho; ésta se abre al exterior por medio del poro genital, que se localiza por delante del borde anterior del acetábulo sobre la línea media y dista 2.220 del extremo anterior del cuerpo.

El aparato reproductor femenino está formado por un ovario pretesticular, lobulado, situado en la parte posterior del cuerpo, sobre la línea media en el área intercecal que

mide 0.142 a 0.347 de largo por 0.255 a 0.367; no se observó el oviducto; la glándula de Mehlis se encuentra situada sobre el lado izquierdo del ovario, en posición anterior a éste; el ootipo se encuentra a nivel del borde anterior del ovario; el receptáculo seminal es ligeramente piriforme y se localiza posterior al ovario, a su derecha; mide 0.183 de largo por 0.285 de ancho; el útero forma numerosas asas transversales que se extienden en zig-zag en el área intercecal, desde el nivel de la glándula de Mehlis hasta el extremo posterior del acetábulo, para ensancharse y constituir un corto metratermo y desembocar en un poro genital.

Los huevos son pequeños, numerosos, operculados, de cascárea lisa y amarillenta; miden 0.026 a 0.031 (0.029) de largo por 0.013 a 0.015 (0.0138) de ancho.

Las glándulas vitelógenas se disponen en dos grupos laterales de folículos que se encuentran interrumpidos a nivel del ovario, siendo la mayoría de ellos extracecales, aunque algunos, generalmente los preováricos, logran sobrepasar a los ciegos; los folículos preováricos están más alejados del ovario que los postováricos; los grupos preováricos izquierdo y derecho se encuentran conformados por cuatro subgrupos de folículos vitelinos cada uno y los grupos postováricos izquierdo y derecho por tres. El grupo preovárico derecho se localiza a 2.100 del extremo posterior del acetábulo y el izquierdo a 1.650 del mismo extremo; el grupo postovárico derecho dista de 0.581 a 0.780 del extremo posterior del cuerpo, mientras que el izquierdo dista de 0.660 a 0.744 de dicho extremo.

La vesícula excretora tiene forma de "Y" y el tallo excretor pasa a través de los testículos, extendiéndose desde

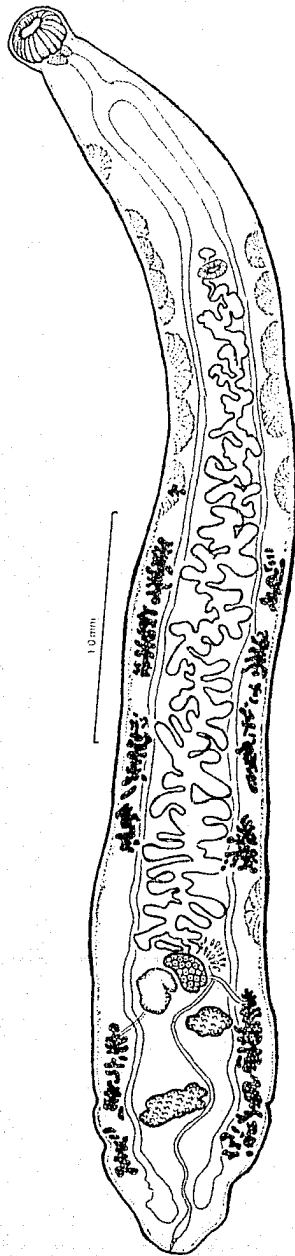


Figura 2. *Amphimerus interruptus*. Adulto.

el nivel posterior del receptáculo seminal hasta el poro excretor, que es terminal y medio en el extremo posterior del cuerpo.

HOSPEDERO: *Chloroceryle amazona*

HABITAT: Conductos biliares

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del Instituto de Biología de la U.N.A.M con el Número de Catálogo: 242-1

DISCUSION

El género *Amphimerus* Barker, fué establecido por este autor en 1911, a partir de *A. ovalis* Barker, 1911, recolectada del hígado de *Trionyx spinifer* del Río Mississippi en Iowa y Minesota, E.E.U.U.

En estado adulto las especies de este género parasitan los conductos biliares de reptiles, aves y mamíferos. En el hombre se han registrado dos especies: *A. noverca* (Braun, 1903) Barker, 1911 en la India y *A. guayaquilensis*, Rodríguez, et al. 1949 en Ecuador.

En reptiles solo se ha registrado una especie *A. ovalis* Barker, 1911; en aves el género *Amphimerus* se encuentra representado por 9 especies en todo el mundo (TABLA 4), tres de las cuáles se encuentran en América: estas son de acuerdo con Yamaguti (1971): *A. elongatus*, *A. interruptus* y *A. speciosus*, y en mamíferos se han descrito 12 especies que parasitan principalmente a marsupiales, cánidos, félidos, cétaceos y roedores, las cuáles han sido estudiadas por diversos autores tales como Barker (1911); Foster (1939); Caballero, et al. (1952, 1963); Negrao (1967); Thatcher (1970) y (1973) Kohn, et al. (1981) y Lamothe-Argumedo y Brenes (1984).

Barker (1911) realizó un estudio comparativo entre las diversas especies que constituyen al género *Opistorchis* Blanchard, 1895, distinguiendo dos grupos con diferencias muy marcadas: uno en el que las vitelógenas raramente se extienden hasta la región posterior del ovario y otro en el cuál dichas glándulas llegan frecuentemente hasta el testículo posterior, constituyendo dos regiones una preovárica y otra postovárica, las cuáles están bien definidas e interrumpidas a nivel del ovario; a las especies representantes del segundo grupo las separó conformando un nuevo género: *Amphimerus*, en el que incluyó a 6 especies consideradas anteriormente dentro del género *Opistorchis*, las cuales son: *A. ovalis* Barker, 1911, *A. interruptus* (Braun, 1901) Barker, 1911, *A. lancea* (Diesing, 1850) Barker, 1911, *A. noverca* (Braun, 1903) Barker, 1911, *A. pseudofelicianus* (Ward, 1901) Barker, 1911 y *A. speciosus* (Stiles y Hassall, 1894) Barker 1911.

Nuestros ejemplares concuerdan con la descripción realizada por Barker, 1911 para el género *Amphimerus*, por lo que los incluimos en éste y en la especie *A. interruptus* ya que presentan las principales características señaladas para dicha especie por Barker *op. cit.* y Lumsden y Zischke en 1963, aún cuando difieren en rasgos de menor importancia, tales como: el tamaño del cuerpo y el tamaño de la ventosa oral, que consideramos se tratan únicamente de diferencias intraespecíficas.

A la mayoría de las especies de *Amphimerus* descritas en aves, se les compara con especies presentes tanto en éstas como en mamíferos, ya que algunas de ellas son muy semejantes entre sí, lo que de acuerdo con Barker (*op. cit.*),

probablemente se deba a que en los diversos grupos de hospederos vertebrados, existen diferentes condiciones microambientales, las cuales inducen cambios morfológicos al parásito, que ocasionan su establecimiento erróneo como especies nuevas, siendo necesario realizar estudios sobre sus ciclos de vida, para confirmar o descartar definitivamente su validez.

Aún cuando se realizan comparaciones entre las especies presentes en aves o mamíferos, en la literatura se registra solamente una especie parásita tanto de aves como de mamíferos: *A. speciosus* Barker, 1911 la cual fué recientemente encontrada en mamíferos por Shoop y Corkum (1982).

Por lo tanto nosotros basamos las comparaciones de nuestros ejemplares solamente con las especies que parasitan aves en América y encontramos que: nuestros ejemplares son semejantes a *A. speciosus* pero difieren principalmente por la forma del cuerpo, ya que esta última especie presenta el cuerpo más elongado, acintado y con los extremos más pronunciados, siendo casi el doble de largo que *A. interruptus*; por la extensión posterior de las vitelógenas que en *A. speciosus* llega al margen anterior del testículo posterior y en *A. interruptus* sobrepasa el margen posterior del mismo testículo y porque las ramas uterinas de *A. speciosus* logran sobrepasar lateral y completamente a los ciegos traalapándose en algunos folículos vitelinos.

Nasir y Díaz (1972) consideraron a *A. speciosus* como sinónimo de *A. interruptus* y otras especies más, pero sin dar bases suficientes para sustentar dicha sinónimia, por lo que estimamos que ambas especies deben seguir siendo consideradas

como válidas ya que exhiben características que las diferencian ampliamente.

De la especie *A. elongatus* nuestros ejemplares difieren porque ésta presenta la ventosa oral completamente atrofiada, porque la anchura máxima del cuerpo es menor y porque la extensión posterior de sus vitelógenas no alcanza el borde anterior del testículo posterior.

Anteriormente *A. elongatus* era considerada como una especie diferente de *A. lintoni* pero Boyd y Fry (1971) sinonimizaron a esta última con *A. elongatus*, debido a que en los especímenes que recolectaron de *Megaceryle alcyon alcyon* encontraron una amplia variación individual en varias características, que se utilizaban comúnmente para describir tanto a *A. elongatus* como a *A. lintoni*, por lo que reconocieron la validez de *A. elongatus* exclusivamente.

Gower en 1939, consideró que la total ausencia de una ventosa oral en *A. lintoni* y *A. elongatus*, podría ser suficiente razón para erigir un género nuevo; sin embargo la ausencia de otras diferencias, retiene a las dos especies en el género *Amphimerus*.

A. interruptus ha sido registrada en Brasil por Braun (1901) en *Alcedo vidurufa* y *Ardea viriscens* y por Travassos et al. (1969) [*in* Correa y Oliveira (1981)] en *Butorides striatus striatus* y *Chloroceryle americana*; en Venezuela por Díaz Ungría (1967) [*in* Correa y Oliveira (1981)] en *Ardea sp.*; en Louisiana, E.E.U.U por Lumsden y Zischke (1963) en *Nyctanassa violacea*; en México por Pineda López et al. (1985) en "Loma de Pato" La Angostura, en el estado de Chiapas en *Nycticorax nycticorax* y en en Temazcal, Oaxaca por Ramos (1989) en *Casmerodius albus*; por lo tanto, el presente

estudio registra por tercera ocasión a la especie en México, señalando una nueva localidad: Teapa, Tabasco y un nuevo hospedero: *Chloroceryle amazona*. Asimismo en México, Pineda-López, et al (op. cit.) registraron otra especie del género: *A. speciosus* en *Nycticorax nycticorax*, recolectados en las mismas localidades que *A. interruptus*.

FAMILIA: Heterophyidae (Leiper, 1909) Odhner, 1914.

SUBFAMILIA: Phagicolinae Faust, 1920.

GENERO: Phagicola Faust, 1920

Phagicola angrense (Travassos, 1916) Sogandares-Bernal y
Lumzden (1963).

La redescrición de esta especie se basó en el estudio de 10 ejemplares grávidos obtenidos del intestino posterior de la "garza azul" o "joito" *Butorides striatus*.

Los parásitos presentan el cuerpo piriforme, con los extremos redondeados, siendo el posterior cinco veces más ancho que el anterior; miden 0.490 a 0.663 (0.556) de longitud total por 0.218 a 0.255 (0.230) de anchura máxima a nivel del ovario.

La cutícula está cubierta por pequeñas espinas a todo lo largo del cuerpo, excepto en el extremo posterior.

La ventosa oral es de contorno circular, ligeramente más larga que ancha, musculosa y en posición terminal y en su extremo posterior presenta un apéndice infundibuliforme que alcanza la mitad de la longitud de la prefaringe; mide 0.036 a 0.046 (0.044) de largo por 0.036 a 0.041 (0.039) de ancho.

El acetábulo es más grande que la ventosa oral, es circular y de bordes musculosos; se localiza postecuatorialmente y mide 0.039 a 0.057 (0.048) de largo por 0.049 a 0.059 (0.054) de ancho.

La relación entre las ventosas es de 1 : 1.090 de diámetro anteroposterior por 1 : 1.384 de diámetro transversal.

En la ventosa oral se observan de 10 a 12 espinas conformando un anillo perioral y 4 espinas dorsales

accesorias.

El aparato digestivo está representado por la boca, que se sitúa en la parte media de la ventosa oral y mide 0.007 a 0.010 (0.009) de largo por 0.015 de ancho; la boca se comunica con una prefaringe de paredes muy delgadas, que mide 0.033 a 0.080 (0.060) de largo; ésta a su vez, se continúa con una faringe bien desarrollada, más ancha que larga, que mide 0.033 a 0.044 (0.040) de largo por 0.018 a 0.028 (0.024) de ancho. La faringe se comunica con el esófago, que mide 0.041 a 0.078 (0.058) de largo por 0.002 a 0.007 (0.005) de ancho; la bifurcación cecal tiene lugar a una distancia de 0.187 a 0.239 (0.211) del extremo anterior del cuerpo. Los ciegos intestinales, se extienden hasta el borde posterior del acetábulo.

El aparato reproductor masculino está representado por un par de testículos que se localizan en el extremo posterior del cuerpo y están dispuestos simétricamente, siendo más anchos que largos y con sus bordes lisos; el testículo derecho mide 0.036 a 0.054 (0.045) de largo por 0.057 a 0.085 (0.070) de ancho; el testículo izquierdo de 0.033 a 0.052 (0.043) de largo por 0.049 a 0.075 (0.065) de ancho. El espacio comprendido entre los testículos y el extremo posterior del cuerpo, es de 0.041 a 0.057 (0.050). La vesícula seminal se encuentra dividida en dos partes siendo la parte posterior más grande; está situada por debajo del acetábulo y de ella parte un conducto eyaculador que se abre en un atrio genital, antes de desembocar en el poro genital el cual se encuentra situado dorsalmente a nivel del acetábulo.

El gonotilo es una estructura muscular, con un número variable de proyecciones digitiformes con apariencia refractaria que se encuentra separado del acetábulo por el

atrio genital y está rodeado por células glandulares.

El aparato reproductor femenino está representado por un ovario pretesticular, de forma irregular y con bordes lisos, dispuesto a la derecha del cuerpo; mide 0.039 a 0.062 (0.046) de largo por 0.052 a 0.067 (0.060) de ancho. Del ovario parte un oviducto corto que desemboca al ootipo el cual se encuentra rodeado por la glándula de Mehlis; al ootipo desemboca también el receptáculo seminal, el cual es esférico y muy aparente por debajo del ovario y por encima de los testículos, situado en la línea media del cuerpo. El canal de Laurer no se logró observar. El útero forma varias asas que se extienden desde el límite anterior de las vitelógenas hasta el margen anterior del acetábulo, para abrirse junto con el conducto eyaculador en el atrio genital.

Las glándulas vitelógenas están compuestas por 5 o 6 grandes masas foliculares, distribuidas a cada lado del cuerpo, y se localizan por arriba de los testículos hasta el nivel del ovario. Los viteloductos se unen cerca del nivel medio del ovario para formar un pequeño reservorio vitelino el cual se abre al ootipo.

Los huevos son operculados, pequeños, de cáscara lisa y amarillenta y miden 0.018 a 0.020 (0.019) de largo por 0.0104 a 0.0119 (0.0107) de ancho.

La vesícula excretora tiene forma de "Y", con cada rama pasando a través del borde anterior de los testículos, para desembocar en el extremo posterior del cuerpo por medio del poro excretor.

HOSPEDERO: *Butorides striatus*

HABITAT: Intestino posterior

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del

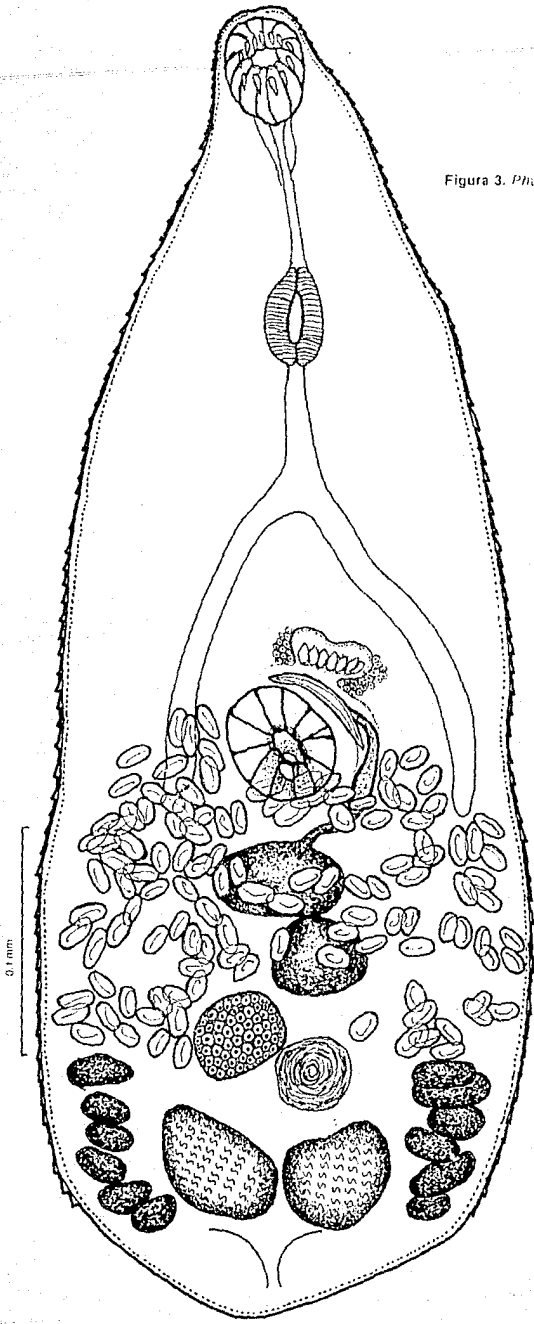


Figura 3. *Phagicola angrense*. Adulto.

DISCUSION

La posición taxonómica del género *Phagicola* Faust, 1920 ha sido muy controvertida, ya que algunos autores como Stunkard y Uzmann (1955) y Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) registraron a *Phagicola* como un subgénero del género *Ascocotyle*, Looss, 1899, mientras que Price (1935) Martin (1951, 1953), Yamaguti (1958), Hutton y Sogandares (1958, 1959), Burton (1958) y Yamaguti (1971) lo reconocieron como un género válido.

Se ha establecido que el estado de varios grupos de especies del denominado "complejo taxonómico *Ascocotyle*", es incierto (Sogandares-Bernal y Lumsden, 1963) ya que se requieren realizar más estudios acerca del ciclo de vida de éstas así como de la biología de los géneros o subgéneros que lo constituyen.

Looss (1899) (In: Sogandares-Bernal y Lumsden, 1963) creó al género *Ascocotyle*; el género *Phagicola* fué erigido por Faust en 1920 con la especie *P. pithecophagicola* obtenida del intestino de *Pithecophage jefferyi* de la India.

Stunkard y Haviland en 1924 dividieron al género *Ascocotyle* en dos subgéneros: *Ascocotyle* y *Parascocotyle*.

Faust y Nishigori en 1926 incorporaron a *Phagicola pithecophagicola* al género *Ascocotyle* designandola como *Ascocotyle pithecophagicola*.

En 1929 Witenberg, analizó el subgénero *Parascocotyle* de Stunkard y Haviland (op. cit.), elevandolo a la categoría de género e incluyendo en él provisionalmente a *P.*

pitecophagicola, con lo que invalidaron a la subfamilia y al género creados por Faust en 1920.

Price (1933), mencionó que existen suficientes diferencias entre *Ascocotyle* Looss, 1899 y *Phagicola* Faust, 1920 como para garantizar que el último género pueda considerarse como válido y no un subgénero de *Ascocotyle* como propuso Travassos (1930); asimismo incluyó una lista de las especies pertenecientes al género *Phagicola*; dos años más tarde Price (1935) demostró la sinónimia entre *Parascocotyle* y *Phagicola* y con base en la regla de prioridad estableció a *Phagicola* como el nombre correcto para el género, proporcionando las características que diferencian a los miembros del género *Ascocotyle* de los del género *Phagicola*. Los primeros poseen dos hileras de espinas en la corona oral, la cutícula está completamente cubierta por espinas, el útero se extiende anterior a la apertura genital y las vitelógenas alcanzan anteriormente al ovario, mientras que los miembros del género *Phagicola* poseen únicamente una hilera de espinas en la corona oral, las espinas cuticulares están ausentes en el extremo posterior del cuerpo, el útero no se extiende anteriormente a la apertura genital y las vitelógenas están confinadas a la región postovárica del cuerpo.

Srivastava (1935) creó una nueva especie a la que denominó *Ascocotyle intermedius* ya que posee algunas características que pertenecen tanto a *Ascocotyle* como a *Phagicola*, mencionando que las diferencias entre ambos, son la extensión de los ciegos intestinales y del útero; sin embargo, señaló que las dimensiones del ciego intestinal no pueden ser consideradas una característica de importancia generica ya que en *P. arnoldi* y *P. minuta* existen todas las gradaciones en su longitud y que la extensión del útero por si sola no ofrece una justificación suficiente como para mantener a ambos géneros separados, por lo que de acuerdo con

Travassos (1930) redujo al género *Phagicola* a la categoría de subgénero y enmendó la diagnóstico del género *Ascocotyle* para contener a las especies formalmente incluidas en los dos subgéneros.

Posteriormente Price (1936), confirmó que en varias ocasiones el ha mantenido que *Phagicola* es un género válido más que un subgénero. sin embargo, señaló que las especies que comprenden al complejo *Ascocotyle-Phagicola*, abarcan dos categorías muy distintas, un grupo: *Ascocotyle*, con dos hileras de espinas en la corona oral, cuerpo completamente cubierto con espinas y vitelógenas extendiéndose anteriormente a nivel del ovario y otro: *Phagicola* con una hilera de espinas en la corona oral, cuerpo parcialmente espinado (espinas ausentes en la porción posterior del cuerpo) y con las vitelógenas confinadas a la región postovárica; con base en lo anterior consideró a *Ascocotyle* y a *Phagicola* como géneros mejor establecidos que cualquier otro género de Heterófidosa.

Stunkard y Uzman (1955) señalaron que era notorio que Price (1936) había abandonado la idea de que la extensión del útero fuera una característica genérica y que también existían dudas sobre la importancia del número de hileras de espinas orales, por lo que concluyeron que la definición del estado taxonómico de *Phagicola* esperaba una información más completa especialmente sobre los estados de desarrollo de sus miembros.

Burton (1958), al realizar la revisión taxonómica de los géneros *Ascocotyle* y *Phagicola*, invalidó la supuesta variabilidad inter-genérica de los caracteres entre ambos, estableciendo que la especie *A. intermedius* debía retenerse en el género *Ascocotyle* y de acuerdo con su revisión, determinó que solo la extensión de las vitelógenas

podría ser usado para separar a los dos grupos, ya que el arreglo de las espinas orales y la distribución de espinas cuticulares no pueden ser considerados caracteres genéricos válidos.

Hutton y Sogandares-Bernal en 1958 y 1959 retuvieron a los géneros *Ascocotyle*, *Phagicola* y *Parascocotyle* como tres géneros válidos, aun cuando señalaron la necesidad de disponer de un estudio sobre el ciclo de vida de estos tremátodos para dar una conclusión definitiva.

En 1960 Sogandares-Bernal y Bridgman (*in* Miller y Harkema, 1962) describieron un cuarto género, *Pseudoascocotyle*, incluido en este complejo taxonómico, reconociendo a la subfamilia Ascocotylineae.

Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) propusieron un esquema sistemático para el complejo de especies de *Ascocotyle* y dieron una nueva diagnóstico para este género conteniendo tres subgéneros, un subgénero nuevo denominado *Leighia* y a los dos subgéneros anteriormente considerados *Ascocotyle* y *Phagicola*, basandose en el tipo de cercaria que presentan.

En 1974 Ostrowski de Nuñez aceptó el criterio de clasificación propuesto por Sogandares y Lumsden en 1963.

Yamaguti (1971) reconoció a *Phagicola* como género válido, separandolo de *Ascocotyle* y lo dividió en dos subgéneros *Phagicola* y *Metascocotyle*.

Recientemente algunos trabajos realizados por autores tales como Rietschel y Werding (1978), Font, W. et. al. (1984), Conroy y Perez (1985), Conroy (1986), Aguirre (1989) y Jiménez (1990) confieren validez a *Phagicola* como género.

A pesar de la gran controversia sobre la validez del género *Phagicola*, creemos que existen criterios suficientes

que la apoyan y de este modo, lo aceptamos como tal y no como a un subgénero, aún cuando estamos de acuerdo en que es necesario un mayor número de estudios que permitan disponer de una clave que ordene a los diferentes géneros que comprenden a la subfamilia Ascocotylinae, así como un estudio acerca de sus ciclos de vida.

Consideramos que la división del género *Phagicola* en dos subgéneros propuesta por Yamaguti (1971), requiere de un estudio acerca del ciclo de vida de sus representantes en aves ya que el subgénero *Phagicola* comprende 12 especies y el subgénero *Metascocotyle* solo una, distinguibles únicamente por el largo de los ciegos, el gonotilo y el poro genital, características que de acuerdo con Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) varían aún dentro de una misma especie, por lo que consideramos a *Phagicola* como género válido, sin tomar en cuenta su división en dos subgéneros, al menos hasta que no exista un arreglo de las especies que permita esclarecer la taxonomía del mismo.

En estado adulto el género *Phagicola* Faust, 1920 parásita aves y mamíferos desarrollando parte de su ciclo de vida en peces (ciprinodontidos, centrárquidos, poecilidos y ciclidos), utilizándolos como segundos hospederos intermediarios. Sus especies poseen una baja especificidad hospedatoria por lo que se le ha encontrado parasitando a una amplia variedad de peces, aves y mamíferos.

Dentro del género *Phagicola* se han registrado 13 especies abarcando una amplia distribución geográfica (Yamaguti, 1971). Para América se han registrado 7 especies, las cuales son: *P. angeloi* (Travassos, 1920), *P. angrense* (Travassos, 1916), *P. arnaldoi* (Travassos, 1928), *P. byrdi* (Robinson, 1956), *P. diminutus* (Stunkard y Haviland, 1924), *P. macrostomus* (Robinson, 1956) y *P. longa* (Ransom 1920), (Price

1932).

Nuestro material pertenece a la especie *Phagicola angrense* descrita inicialmente por Travassos en 1916 y redescrita por este mismo autor en 1929 y posteriormente por Sogandares-Bernal y Lumsden en 1963, ya que concuerda con los principales rasgos descritos para esta especie, sin embargo, nuestros ejemplares no presentan completa la hilera anterior de espinas que rodean a la boca, que de acuerdo con Sogandares-Bernal y Lumsden (1963), en *P. angrense* posee 16 espinas mientras que en nuestro material solo se observaron de 10 a 12, lo que atribuimos se debe a que éstas se desprendieron durante el proceso de fijación y aplanamiento del material, tal y como lo han señalado antes autores como Stunkard y Haviland (1924) y Srivastava (1935). *P. angrense* muestra un gran parecido con *P. lageniformis* Chandler, 1941, *P. diminuta* Stunkard y Haviland, 1924 y *P. nana* (Ransom 1920) Price 1932.

Stunkard y Haviland (1924) describieron a *A. diminuta* de ratas de Nueva York y su material fue registrado parcialmente citolizado y con pérdida de algunas espinas en la corona oral, sin embargo Stunkard y Uzmán (1955) redescubrieron a esta especie y estudiaron parte de su ciclo de vida.

Chandler (1941) describió *P. lageniformis* del intestino de ratas almizcleras de Texas y posteriormente Martin (1953) la redescubrió estableciendo parte de su ciclo de biológico; Sogandares y Bridgman (1960) consideraron a *A. diminuta* y *P. lageniformis* como especies idénticas y posteriormente Miller y Harkema (1962) aceptaron la identidad de ambas especies.

Ascocotyle nana fué descrita por Ransom (1920) del intestino de *Alopex lagopus* en Alaska; posteriormente Price (1933a) redescubrió la espinación correcta de la corona bucal

de especímenes obtenidos de *Morus bassanus*, ya que Ransom en 1920 no observó la hilera dorsal de espinas accesorias.

En 1963 Sogandares-Bernal y Lumsden, indicaron de acuerdo con la revisión realizada sobre el complejo taxonómico "*Ascocotyle*" y la sistemática de *A. angrense*, que las especies: *Ascocotyle diminuta*, *A. nana* y *P. lageniformis* eran morfológicamente idénticos a *A. angrense*, por lo que las establecieron como sinónimos de esta última; asimismo señalaron que solamente la especificidad hospedatoria podría separar a dichas especies pero que la variación morfológica intraespecífica de los adultos en varios hospederos experimentales, mostraba claramente que se trataba de una misma especie.

Font, et al. (1984) rechazaron la sinónimia propuesta por Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) entre *P. nana* y *P. angrense* ya que encontraron diferencias entre las dos especies, principalmente en la distribución de la espinación oral, ya que *P. nana* cuenta con una hilera anterior de 16 espinas y una hilera dorsal de seis y *P. angrense* presenta una hilera anterior de 16 a 18 espinas y una dorsal posterior con dos o tres, así como en la estructura del gonotilo, pues *P. angrense* solo presenta seis "proyecciones digitiformes" y *P. nana* de 16 a 20; coincidimos con Font, et al. (1984) en que *P. angrense* es diferente de *P. nana*, sin embargo, es importante destacar que existen un gran número de características que de acuerdo con Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) y Font, et al. (op. cit.), varían ampliamente según las técnicas de fijación empleadas o si el material está parcialmente citolizado como lo indican estos autores, ya que los folículos vitelinos pierden su compactación y forman gránulos difusos, el gonotilo se deforma, el número de las espinas que rodean a la boca varía ya que éstas se desprenden durante la fijación, el largo del apéndice oral puede variar con la contracción de este órgano y de la parte

anterior del cuerpo y que estos factores son frecuentemente omitidos por ciertos autores cuando erigen nuevas especies y confiriendo gran valor específico a la presencia o ausencia de una o dos espinas orales en especímenes únicos, lo que trae como consecuencia una gran confusión; por esta razón aceptamos la sinónimia propuesta por Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) de *A. diminuta* y *P. lageniformis* con *P. angrense*.

P. angrense se encuentra distribuida en Brasil, E.E.U.U y México y se le ha encontrado parasitando peces, aves y mamíferos.

En México, han sido registradas metacercarias de *P. angrense* en los peces *Belonesox belizanus*, *Cyprinodon variegatus* y *Mollinesia sphaenops* por Sogandares-Bernal y Lumsden (1963) en Progreso, Yucatán; en *Cichlasoma urophthalmus* en Celestún y Río Lagartos, Yucatán y en El Corosal, Balancán y Jonuta, Tabasco por Aguirre (1989) y en *Cichlasoma fenestratum* en Catemaco, Veracruz por Jiménez (1990); el estado adulto de *P. angrense* ha sido recolectado por Aguirre (op. cit.) de *Buteogallus anthracinus* y *Casmerodius albus* en Celestún, Yucatán. Asimismo se han realizado infecciones experimentales en *Gallus gallus* y *Mus musculus* por Aguirre (op. cit.) y Jiménez (1990).

Font et al. (1984) mencionaron la importancia que en Salud Pública podrían llegar a tener varios heterófidis, considerando que *P. nana* puede ser un problema potencial en la región del Este y Sureste de E.U, ya que la ingestión de metacercarias viables enquistadas en la musculatura somática de centrarquidos por humanos, podría resultar en infecciones patentes. Asimismo, Conroy y Pérez (1985) señalaron a *P. longa* (Ransom, 1920) Price, 1932 como posible parásito del hombre, ya que realizaron infecciones experimentales en un primate *Cebus apella* y lograron obtener huevos del tremátodo

en sus heces.

Overstreet, 1978 (in Conroy, 1986) señaló la posibilidad de que la "fagicolosis" llegue al hombre. Por esta razón es importante considerar que las especies de heterófidos podrían llegar a tener importancia en Salud Pública. Por último se registra un nuevo hospedero para la especie en México: *Butorides striatus*, con una nueva localidad Teapa, Tabasco.

PHYLUM: Nematoda Rudolphi, 1808.

CLASE: Secernentea (=Phasmeida) (Linstow, 1905) Dougherty, 1958.

ORDEN: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940.

SUBORDEN: Ascaridata Skrjabin, 1915.

SUPERFAMILIA: Anisakoidea Mozgovoï, 1950.

FAMILIA: Anisakidae Skrjabin y Karokhin, 1945.

SUBFAMILIA: Anisakinae Raillet and Henry, 1912.

GENERO: *Contraecum* Raillet and Henry, 1912.

Contraecum multipapillatum (Von Drasche, 1882) Baylis, 1920

La redescrición de esta especie se basa en la observación y morfometria de 22 ejemplares, de los cuales 8 son hembras y 14 machos.

Son nemátodos de color blanco amarillento. El extremo anterior del cuerpo es aguzado en ambos sexos y posterior al ano se adelgaza más.

La cutícula presenta estriaciones transversales a lo largo del cuerpo, las cuales son más delgadas en la parte caudal; asimismo se observan estriaciones perpendiculares más pequeñas en la parte media del cuerpo, distinguibles unicamente con MEB. (Fotomicrografia 1)

La cabeza presenta una boca circundada por tres labios y tres interlabios; los labios son amplios en el extremo anterior, con los márgenes redondeados y estrechos en su base, ligeramente más largos que anchos; en los márgenes laterales del labio dorsal se encuentran dos papilas ovales, que son vistas como dobles en microscopia de luz y que aparecen como una sola estructura en MEB (Fotomicrografia 2); los labios latero-ventrales presentan dos papilas ovales, una de mayor tamaño y de la misma estructura que las del labio dorsal y una más pequeña y abultada solo observable con MEB; los interlabios son triangulares, amplios en su base y

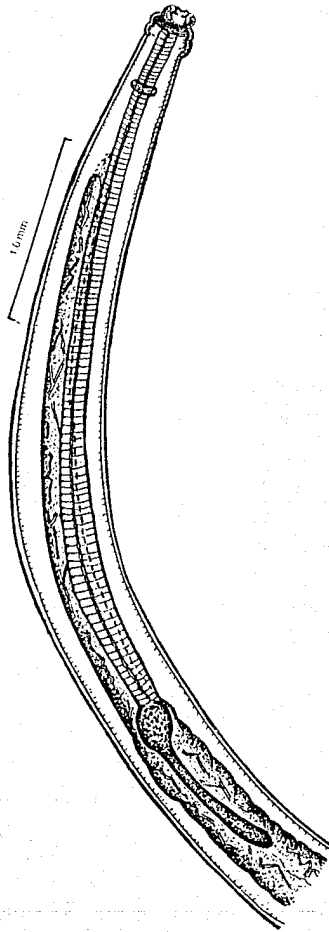


Figura 4. *Contracaecum multipapillatum*. Porción anterior del aparato digestivo.

ligeramente más cortos que los labios, los interlabios localizados lateralmente al labio dorsal, se curvan más hacia la apertura bucal que el ventral.

Las estriás cuticulares situadas detrás de los labios, son profundas y puntiagudas en sus extremos, formando en éstos una constricción tenue. (Fotomicrografía 3)

El poro excretor se abre a nivel de la base del labio dorsal y el interlabio dorsal derecho.

El anillo nervioso rodea al esófago y se encuentra aproximadamente a la mitad entre el margen anterior de los labios y el extremo final del ciego intestinal.

Un par de papilas cervicales sésiles se sitúan lateralmente por debajo del anillo nervioso.

El aparato digestivo está formado por un esófago cilíndrico, muscular, largo y estrecho, que se conecta a un ventrículo pequeño más ancho que largo, del cual parte un apéndice esofágico o ventricular, corto y angosto, en una proporción de 1/5.33 a 1/5.53 del largo del esófago. El ciego intestinal se origina en la conexión del ventrículo esofágico con el intestino; el ciego se dirige hacia el extremo anterior del cuerpo, en una proporción de 1/1.290 a 1/1.304 con respecto a la longitud del esófago. El intestino es grueso y sinuoso, se extiende a todo el largo del cuerpo ocupando 2/3 o la mitad de la anchura del mismo; conectándose con el recto; en las hembras se abre al exterior a través del ano en una abertura transversal y en los machos desemboca en una cloaca, en posición ventral y subterminal.

HEMBRA

Son más grandes y robustas que los machos, con la porción postanal más larga que la de éstos. (Fotomicrografía 4)

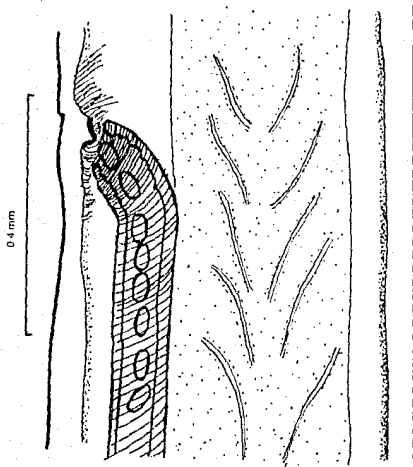


Figura 4a. *Contracaecum multipapillatum*. Vagina y vulva.

Tienen una longitud total de 26.534 a 34.257 (30.307) por 0.710 a 1.081 (0.911) de anchura máxima en el último tercio del cuerpo.

La región céfalica, que comprende desde el extremo anterior de los labios hasta el cuello o plegamiento cuticular, mide 0.220 a 0.292 (0.262) de longitud por 0.220 a 0.292 (0.260) de ancho al nivel donde termina el plegamiento cuticular. La boca, circundada por los labios e interlabios, mide de 0.092 a 0.123 (0.104) de largo por 0.178 a 0.237 (0.211) de ancho, en vista frontal. Los labios son ligeramente mayores que los interlabios; el labio dorsal mide 0.089 a 0.116 (0.104) de largo por 0.096 a 0.127 (0.113) de anchura máxima, los labios latero-ventrales miden 0.086 a 0.120 (0.097) de longitud por 0.061 a 0.103 (0.089) de ancho. Los dos interlabios situados a los lados del labio dorsal, son de igual tamaño, midiendo 0.082 a 0.099 (0.091) de longitud; el interlabio ventral se localiza en medio de los labios latero-ventrales y es ligeramente más pequeño, presentando una longitud de 0.075 a 0.096 (0.084).

El anillo nervioso se localiza a 0.452-0.516 (0.486) del extremo anterior del cuerpo.

El par de papilas cervicales que se disponen por debajo del nivel del anillo nervioso, distan 0.471 a 0.588 (0.533) del extremo anterior del cuerpo.

El esófago muscular tiene una longitud de 3.346 a 4.754 (3.812), con una anchura máxima de 0.158 a 0.206 (0.177) y ocupa del 12.610% al 13.877% (12.578%) de la longitud total del cuerpo; del esófago sale un ventrículo esofágico que mide 0.189 a 0.292 (0.224) por 0.172 a 0.223 (0.199) de ancho; de la región postero-lateral del ventrículo se origina un apéndice ventricular o esofágico, que presenta una longitud

de 0.626 a 0.835 (0.715) y una anchura máxima de 0.075 a 0.193 (0.135). El ciego intestinal tiene una longitud de 2.635 a 3.459 (2.953) y un ancho máximo de 0.223 a 0.439 (0.327). El ano está situado a 0.230-0.292 (0.268) del ápice caudal.

Las hembras son didelfas y opistodelfas. El aparato reproductor está constituido por un ovario muy delgado y sinuoso, que se continúa con los oviductos, los cuales son paralelos al útero el cuál en las hembras grávidas se encontro repleto de huevos. El par de úteros se unen y constituyen una vagina fuerte y musculosa en forma de tubo, la cual se abre al exterior por medio de la vulva. La vulva se encuentra en el primer tercio del cuerpo; es de labios poco prominentes y está situada a una distancia de 8.556 a 11.893 (9.804) del borde anterior de la región bucal.

Los huevos son de cáscara gruesa y ligeramente ovalados; miden de 0.041 a 0.062 (0.055) de largo por 0.034 a 0.048 (0.043) de ancho.

En el extremo posterior del cuerpo se presentan dos aberturas ventro-laterales muy evidentes que podrían corresponder a fasmidios, los cuales se localizan a 0.051 a 0.082 (0.069) del extremo posterior del cuerpo.

MACHO

La longitud total de su cuerpo es de 21.221 a 29.736 (24.724) por 0.611 a 0.865 (0.723) de anchura máxima a nivel del último tercio del mismo.

El anillo nervioso se localiza a una distancia del extremo anterior de 0.413 a 0.563 (0.460).

La región cefálica, desde el margen anterior de los labios hasta la constricción de las estrias cuticulares más profundas, mide 0.131 a 0.182 (0.151) de largo por 0.165 a 0.254 (0.216) de ancho.

La región bucal mide 0.078 a 0.120 (0.092) de largo por 0.146 a 0.203 (0.171) de ancho. Los labios latero-ventrales son ligeramente más largos que anchos midiendo de 0.071 a 0.108 (0.087). Los interlabios son más pequeños que los labios y miden de 0.063 a 0.082 (0.074) de longitud.

El esófago es largo y presenta una longitud de 2.946 a 4.176 (3.479) por 0.112 a 0.193 (0.157) de anchura máxima, ocupando una proporción de 13.882% a 14.043 (14.071) con respecto a la longitud total del cuerpo; el esófago se continúa con el ventrículo esofágico que es más ancho que largo y mide de 0.112 a 0.206 (0.141) por 0.101 a 0.213 (0.169) respectivamente; de éste se proyecta el apéndice esofágico o ventricular que es corto, con una longitud de 0.446 a 0.837 (0.629) por 0.090 a 0.142 (0.115) de ancho. El ciego intestinal presenta una longitud de 2.248 a 3.815 (2.667) por 0.193 a 0.335 (0.236) de anchura máxima, con una relación de 1 : 0.195 a 1 : 0.219 (1 : 0.236) con respecto a la longitud del apéndice ventricular. La abertura cloacal dista de 0.113 a 0.187 (0.150) del extremo posterior.

Las papilas cervicales sésiles se localizan a 0.435-0.603 (0.497) del extremo anterior.

La cutícula de la región caudal presenta estriaciones transversales más delgadas que el resto del cuerpo y en algunos ejemplares se observa lisa con el MEB. La región postanal es más corta que en las hembras y está curvada ventralmente. (Fotomicrografía 5)

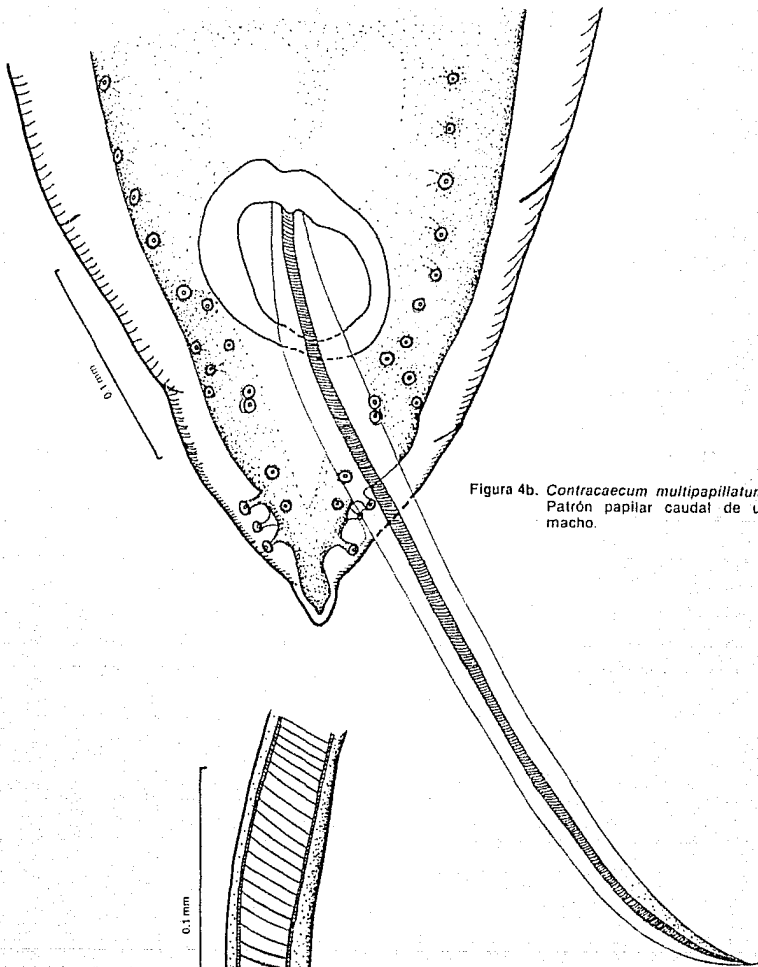


Figura 4b. *Contracaecum multipapillatum*.
Patrón papilar caudal de un macho.

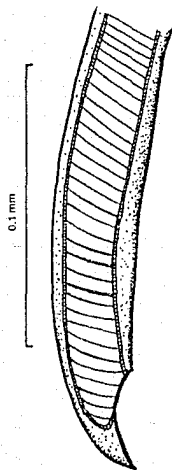


Figura 4c. *Contracaecum multipapillatum*.
Porción distal de la espicula.

El aparato reproductor masculino, consta de un testículo muy delgado y sinuoso, que se continúa con el conducto seminal ligeramente curvado. Del conducto seminal parte la vesícula seminal considerablemente más ancha, de forma sacular y elongada y rodeada por el canal eyaculador seminal que se dirige ventralmente siguiendo la curvatura de la cola terminando en un gonoporo, el cual se abre dentro de la cloaca.

Presentan un par de espículas aladas con pequeñas estriaciones transversales y el extremo posterior puntiagudo, siendo la espícula derecha un poco más larga que la espícula izquierda, con una longitud de 1.033 a 1.593 (1.178) y de 0.941 a 1.481 (1.042) respectivamente, lo que representa del 4.434% al 5.357% (4.489%) de la longitud total del cuerpo. Las papilas caudales vistas con MEB son umbilicadas (Fotomicrografía 6), siendo de 91 a 162 (129) pares de papilas precloacales, 4 pares de papilas adcloacales y 9 pares de papilas postcloacales, las que se distribuyen de la siguiente manera: un grupo subterminal compuesto por 4 papilas, de las cuales dos son subventrales y dos sublaterales, en medio de las cuales se encuentra un fasmidio que es diferenciable solamente por medio de MEB (Fotomicrografía 6) y que a través del microscopio óptico puede confundirse con una papila; un grupo subventral que se localiza por debajo de la cloaca, compuesto por 5 papilas de las cuales la cuarta y quinta papila se fusionan para formar una doble papila, la cuál es muy notable por medio del MEB (Fotomicrografía 7) y tres pares de papilas subventrales anteriores y laterales a la doble papila, las cuales forman parte del grupo subventral.

HOSPEDEROS: *Phalacrocorax olivaceus* y *Nycticorax nycticorax*

HABITAT: Estómago

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del

DISCUSION

Los nemátodos del género *Contracaecum* en estado adulto parasitan a varias especies de reptiles, aves y mamíferos, desarrollando parte de su ciclo de vida en peces teleósteos (Soleim, 1984). Su distribución es cosmopolita con un amplio espectro de hospederos definitivos e intermediarios y es muy patógeno (Mozgovoï 1968, Huizinga 1971).

El género *Contracaecum* se encuentra representado por 64 especies de las cuales se han registrado 17 en América; en México han sido señaladas siete, que son las siguientes: *C. hoffmani* registrada en 1935 por Caballero y Caballero y en 1960 por Caballero-Deloya; *C. spiculigerum* y *C. caballeroi* en 1939 por Bravo-Hollis quién describió está última, *C. microcephalum*, *C. bancrofti* y *C. rodhani* en 1948 por Alecanster-Ybarra y *C. mexicanum* descrita en 1957 por Flores Barroeta.

El género *Contracaecum* fué establecido por RAILLET y HENRY en 1912 con la especie tipo *C. spiculigerum*; se registraron como sinónimos de este género a *Cerascaris* (COBB, 1929) el cual fué rechazado en 1984 por SOLEIM, porque los ejemplares base de la descripción eran larvas de tercer estadio y no adultos; a *Kathleena* (LEIPER y ATKINSON, 1914) por BAYLIS en 1920; a *Synthethonema* (KREIS, 1952) por HARTWICH 1954 y al género *Hysterothylacium* (WARD y MAGATH, 1917) por DEARDORFF y OVERSTREET 1980; actualmente se consideran como sinónimos de *Contracaecum* solo al segundo y cuarto géneros.

De acuerdo con las características que presenta nuestro material, podemos incluirlo en el género *Contracaecum*, ya que coincide con los principales rasgos taxonómicos que lo

definen.

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *Contraecaecum multipapillatum* descrita inicialmente por Von Drasche 1882 y redescrita posteriormente por Lucker en 1941, ya que su morfometría concuerda con la descripción de este último a excepción de que los machos presentan un mayor número de papilas preanales (de 91 a 162) que los descritos por Lucker en 1941 y por el arreglo papilar postanal, ya que en nuestros ejemplares no se presenta una papila lateral a postlateral a la doble papila como la descrita por este autor, a la que Overstreet y Deardorff en 1980 tampoco observaron, de acuerdo con su esquema.

En 1980 Deardorff y Overstreet sinonimizaron a *C. robustum* con *C. multipapillatum*, logrando determinar esto por medio de infecciones experimentales en ratas con larvas de *C. robustum* provenientes de *Mugil cephalus* y *Sciaenops ocellata*, obteniendo gusanos de quinto estadio que fueron identificados como *C. multipapillatum*; Vidal y Osorio (com. per.) también obtuvieron el adulto de *C. multipapillatum* a partir de infecciones experimentales en gatos, con larvas identificadas como *C. robustum* provenientes de *Cichlasoma urophthalmus*, lo cual refuerza la sinonimia propuesta en 1980.

La especie *C. multipapillatum* ha sido registrada en *Mycteria americana* en Brasil y Cuba por Von Drasche en 1882 In Lucker, 1941; y Barus en 1966; en *Ardea herodias* y *Ardea sp.* en Brasil por Von Drasche en 1882; en *Anhinga anhinga* en Florida y Arkansas por Barus en 1966; en *Anhinga anhinga leucogaster* en Florida por Huizinga en 1967 quién además, aclaró parte del ciclo de vida de *C. multipapillatum*; en *Pelecanus occidentalis* en Florida y Lousina por Courtney y Forrester en 1974; en *Phalacrocorax auritus*, *Pelecanus erythrorhynchus*, *Butorides viriscens* e *Hydranasa tricolor* en Lousina y las costas del Mississippi por Deardorff y

Overstreet en 1980 y en *Haliaeetus leucocephalus* en E.E.U.U. por Tuggle y Schmeling en 1982.

Nuestros ejemplares fueron comparados con las especies registradas en México y encontramos que el número y disposición de las papilas preanales en los machos es muy semejante al de las de *C. mexicanum*, pero difieren de ésta en el número de las adanales, ya que *C. mexicanum* solo presenta un par y *C. multipapillatum* presenta cuatro pares; el patrón papilar postanal difiere en la disposición, pero en el número ambas especies son iguales. Cabe señalar que estas dos especies son las únicas presentes en México y América con un gran número de papilas caudales.

Nuestro material difiere de *C. spiculigerum*, *C. caballeroi*, *C. microcephalum*, *C. rodhani*, *C. pelagicum*, *C. bancrofti* y *C. hoffmani*, en el número y disposición de las papilas caudales de los machos; con respecto a la proporción entre el tamaño de las espículas y la longitud del cuerpo, las de nuestro material son semejantes a las de *C. caballeroi*, presentando ésta especie una proporción de 5.4% a 5.6% y *C. multipapillatum* de 4.1% a 4.7%; sin embargo difiere de las demás especies registradas para México en esta misma relación.

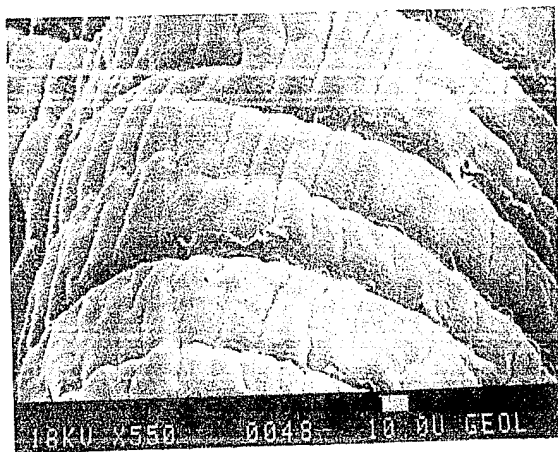
C. multipapillatum es semejante a *C. mexicanum* en la forma de los labios e interlabios, pero difiere en la forma de las papilas labiales y en el número de las mismas, al igual que de *C. microcephalum* y *C. bancrofti*.

Con respecto a *C. spiculigerum*, la forma de los extremos de los interlabios es muy semejante en los machos de las dos especies; no obstante en las hembras este rasgo es distintivo, ya que en *C. spiculigerum* presenta una escotadura semi-profunda en su parte media; y la forma de los labios es muy semejante en las dos especies, pero difieren porque en *C.*

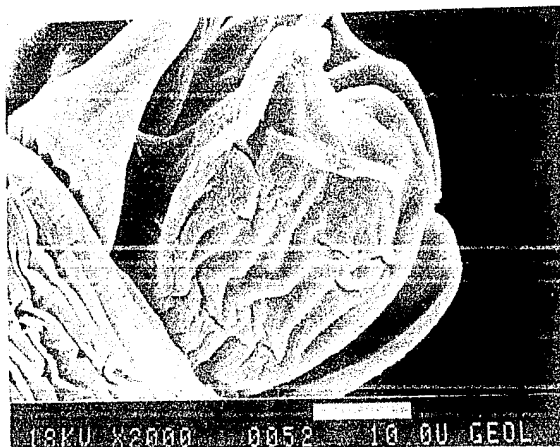
spiculigerum presentan apéndices laterales; sin embargo el número y la disposición de las papilas labiales es el mismo en ambas, al igual que en *C. caballeroi*, según Barus 1966. *C. rodhaini* difiere de nuestro material en la forma de los labios e interlabios y el número de papilas labiales. La forma y estructura de las espículas de *C. multipapillatum* es muy semejante a las de *C. rodhaini*, *C. microcephalum*, *C. bancrofti*, *C. spiculigerum* y *C. caballeroi*, a diferencia de las de *C. mexicanum* que las presenta poco quitinizadas.

Por lo anteriormente expuesto, consideramos que nuestro material corresponde a la especie *C. multipapillatum*, registrando por primera vez a la especie en estado adulto en México, con dos nuevos hospederos.

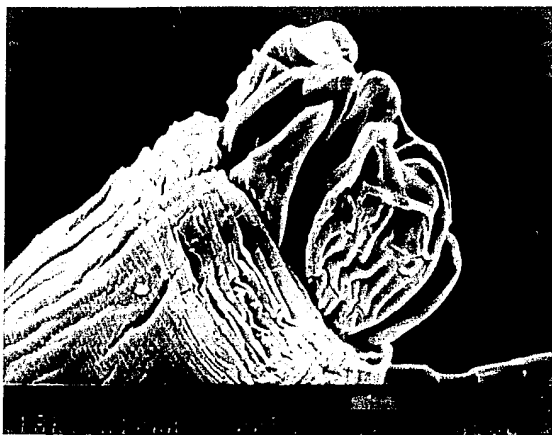
Es importante resaltar el hecho de que *C. multipapillatum* se ha encontrado coexistiendo con *C. spiculigerum*, constituyendo lo que se denomina "complejo de dos especies" (Courtney y Forrester 1974); Deardorff y Overstreet en 1980 mencionaron que Bangham en 1940 identificó larvas colectadas de peces como *C. spiculigerum* y que parte de ellas debían incluirse en la especie *C. multipapillatum*; nosotros encontramos coexistiendo estas dos especies en los dos hospederos registrados con una mayor prevalencia de *C. multipapillatum*, lo que puede traer confusión para la determinación de las especies, ya que las hembras son muy semejantes en ambas.



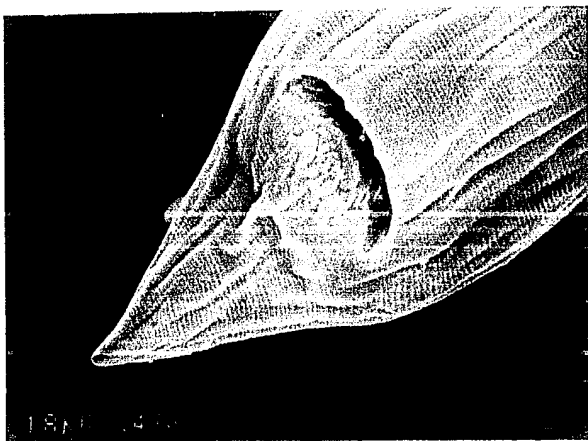
Fotomicrografía 1. *Centropages multipunctatum*. Estación costera de la península de Yucatán.



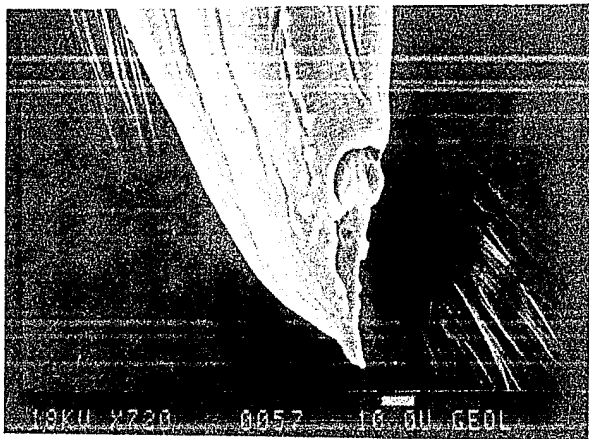
Fotomicrografía 2. *Centropages multipunctatum*. Estación costera.



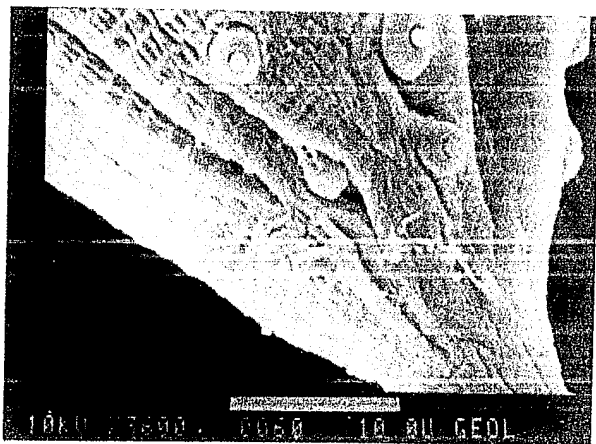
Fotomicrografía 3. *Contracaecum multipapillatum*. Porción cefálica.



Fotomicrografía 4. *Contracaecum multipapillatum*. Porción caudal de una hembra.



Fotomicrografia 5. *Contracaecum multipapillatum*. Porción caudal de su tracto.



Fotomicrografia 6. *Contracaecum multipapillatum*. Ensamado en la porción caudal rodeado por las papilas subanales y subventrales en su tracto.



Fotomicrografia 7. *Contracaecum multipapillatum*. Papilas subventrales fusionadas de un macho.

ORDEN: Ascaridida Skrjabin y Schulz, 1940.

SUBORDEN: Ascaridata Skrjabin, 1915.

SUPERFAMILIA: Anisakoidea Mozgovoi, 1950.

FAMILIA: Anisakidae Skrjabin y Karokhin, 1945.

SUBFAMILIA: Anisakinae RAILLET y Henry, 1912.

GENERO: *Contracaecum* RAILLET y Henry, 1912.

Contracaecum rudolphii (Rudolphi, 1809) Hartwich, 1964

La presente redescrición se basa en 16 ejemplares, 12 hembras y 4 machos, recolectados del estómago de *Phalacrocorax olivaceus* "cormorán" y *Nycticorax nycticorax* "panquque".

Los nématodos presentan el cuerpo cilíndrico y de color amarillento obscuro.

La cutícula posee estriaciones transversales gruesas y algunas perpendiculares más finas observables únicamente por MEB, las que probablemente se producen durante la deshidratación y fijación del material; en el extremo posterior las estriaciones de la cutícula son mucho más finas que las del resto del cuerpo.

La región céfalica contiene tres labios y tres interlabios (Fotomicrografía 8). Los labios son más largos que anchos, con una base estrecha y el extremo anterior amplio; están provistos de dos proyecciones o apéndices laterales con forma de punta en el extremo anterior. En algunas hembras estos apéndices laterales se presentan bifurcados y son más evidentes en el labio dorsal que en los labios latero-ventrales; la presencia de los apéndices en los labios es más notoria a través del MEB (Fotomicrografía 9), aún cuando con microscopía óptica si se observan en algunas ocasiones. El labio dorsal presenta dos papilas, que con MO parecen ser dobles y con MEB se observa que son sencillas (Fotomicrografía 8), pero presentan un canal glandular

central que les da esa apariencia. Los labios latero-ventrales son ligeramente más angostos que el labio dorsal, presentan una papila oval sencilla, más aparente que otra, la cuál es redondeada y visible únicamente al MEB (Fotomicrografía 10). Cada labio latero-ventral está provisto de un anfidio, que es pequeño, tiene la apariencia de una abertura oval profunda y se localiza en la parte media de las papilas del labio; éstas estructuras se observan solamente con MEB.

Los interlabios triángulo piramidales están curvados hacia la parte interna de la cavidad bucal y son ligeramente más cortos que los labios; en las hembras se presenta un escotadura semi-profunda en la parte media, que en los machos es poco aparente o no existe. (Fotomicrografías 9 y 10)

El poro excretor se abre al nivel de la cavidad bucal, entre el interlabio ventral y uno de los labios latero-ventrales.

Presentan un collar cuticular que se localiza inmediatamente detrás de la cabeza y está formado por estrías más profundas con los extremos puntiagudos.

El anillo nervioso se encuentra rodeando al esófago; ocupa 1/6 del largo total del esófago.

Presentan un par de papilas cervicales sésiles, laterales, dispuestas aproximadamente a la misma altura que el anillo nervioso.

El aparato digestivo comprende un esófago cilíndrico muscular, que representa de 9.791% a 14.320% de la longitud total del cuerpo y al cual se une un ventrículo pequeño más largo que ancho. Del ventrículo esofágico parte un apéndice, corto y estrecho hacia el extremo posterior, ocupando de 1 :

3.2 a 1 : 3.4 del largo del esófago; hacia el extremo anterior corre lateralmente al esófago un ciego intestinal que se extiende cerca del anillo nervioso y que ocupa una proporción de 1 : 1.38 a 1 : 1.47 de la longitud total del esófago. El intestino nace inmediatamente atrás del ventrículo esofágico; es grueso con su superficie interna sinuosa y al llegar a la región caudal se adelgaza para formar un recto, que en las hembras desemboca en un ano subterminal y en los machos en una cloaca en posición subterminal.

HEMBRA

Su cuerpo tiene una longitud total de 20.171 a 37.871 (27.923) y un ancho máximo de 0.555 a 1.112 (0.758).

La región cefálica, formada por la región bucal y el collar cuticular, mide 0.120 a 0.175 (0.137) de largo y 0.172 a 0.275 (0.220) de ancho.

La boca, rodeada por tres labios y tres interlabios, mide de 0.072 a 0.127 (0.095) de largo por 0.155 a 0.227 (0.188) de ancho. Los labios son estrechos en su base y amplios en su extremo anterior y son más largos que anchos. El labio dorsal mide 0.062 a 0.120 (0.093) de largo por 0.075 a 0.0.106 (0.093) de ancho y en éste son más aparentes los apéndices labiales que en los labios latero-ventrales. El labio latero-ventral derecho, presenta una longitud de 0.068 a 0.120 (0.091) y una anchura máxima de 0.550 a 0.113 (0.079); y el labio latero-ventral izquierdo mide de 0.055-0.124 (0.092) de largo por 0.051 a 0.103 (0.078) de ancho. Cada labio latero-ventral presenta un anfidio en su parte superior, situado entre las dos papilas labiales, que se observa únicamente por medio del MEB. Los interlabios que se encuentran a cada lado del labio dorsal son del mismo tamaño; presentan una longitud de 0.055 a 0.098 (0.079); el interlabio ventral exhibe una escotadura en su parte media y

es más corto que los otros dos interlabios, con una longitud de 0.051 a 0.092 (0.075).

El anillo nervioso se encuentra a 0.400-0.607 (0.529) del extremo anterior.

El par de papilas cerviceses sésiles y redondas, se sitúan a 0.431-0.620 (0.552) del extremo anterior del cuerpo.

El esófago muscular, que paulatinamente va engrosándose hacia el extremo posterior, mide 2.440 a 3.708 (3.158) de largo por 0.144 a 0.227 (0.189) de ancho y ocupa del 9.791% al 12.092% (11.306%) de la longitud total del cuerpo. El esófago se continúa con un ventrículo esofágico, que mide 0.194-0.258 (0.221) de largo por 0.129 a 0.258 (0.198) de ancho. El apéndice esofágico mide 0.636 a 1.137 (0.914) de largo por 0.103 a 0.203 (0.155) de ancho. El ciego intestinal mide de 1.822 a 3.062 (2.281) de longitud por 0.189 a 0.413 (0.283) de diámetro máximo. La abertura anal se localiza a 0.186-0.529 (0.328) del extremo posterior (Foto 11).

Las hembras son didelfas y opistodelfas; el aparato reproductor se encuentra representado por un par de ovarios delgados que se continúa cada uno con un útero por medio del oviducto; los uteros miden 5.168 de largo por 0.219 a 0.271 de ancho y en todas las hembras éstos se encontraron repletos de huevos; los úteros se unen a una vagina fuerte y muscular que se abre al exterior por medio de la vulva. La vulva presenta labios poco prominentes y se localiza al final del primer tercio del cuerpo a una distancia de 7.259 a 12.108 (9.192) del extremo anterior.

Los huevos son numerosos, miden 0.048 a 0.063 (0.057) de largo por 0.031 a 0.046 (0.038) de ancho.

En el extremo posterior del cuerpo se presentan un par de

aberturas que podrían corresponder a fasmidios, las cuales se localizan a 0.058-0.144 (0.108) de dicho extremo que visto ventralmente es liso.

MACHO

Son más pequeños que las hembras, alcanzando una longitud de 17.758 a 24.166 (19.308) y anchura máxima de 0.483 a 0.579 (0.526).

La región bucal y el collar cuticular, que constituyen la región céfalica, miden 0.112 a 0.120 (0.116) de largo por 0.150 a 0.165 (0.157) de ancho.

La boca, rodeada por tres labios y tres interlabios, mide 0.071 a 0.078 (0.075) de largo por 0.131 a 0.161 (0.144) de ancho. Los labios son más largos que anchos y tienen la base más angosta que el ápice. El labio dorsal es más ancho que los dos labios latero-ventrales; mide 0.060 a 0.071 (0.066) de largo y 0.056 a 0.075 (0.068) de ancho. El labio latero-ventral izquierdo es ligeramente mayor que el labio latero-ventral derecho, presentando una longitud de 0.067 a 0.072 (0.069) y un ancho máximo de 0.051 a 0.063 (0.058); el labio latero-ventral derecho mide 0.060 a 0.071 (0.066) de largo por 0.048 a 0.060 (0.054) de diámetro máximo. Los interlabios, dispuestos a la izquierda y derecha del labio dorsal, son de igual tamaño y miden 0.063 a 0.071 (0.065) de largo. El interlabio ventral es más corto que los dos anteriores, con una longitud que va de 0.055 a 0.064 (0.063).

El anillo nervioso se localiza a 0.418-0.563 (0.472) del extremo anterior.

El esófago, que por medio del MO parece observarse que sobrepasa el nivel de los labios penetrando a la cavidad bucal, mide 2.543 a 2.737 (2.634) de largo por 0.123 a 0.192 (0.161) de ancho y ocupa 11.325% a 14.3205% (13.642%) de la

longitud total del cuerpo. El ventrículo esofágico, que se localiza a continuación del esófago, mide de 0.120 a 0.198 (0.146) de la longitud por 0.112 a 0.183 (0.138) de ancho. El apéndice ventricular, originado desde la región postero-lateral del ventrículo, presenta una longitud de 0.740 a 0.930 (0.819) y un anchura máxima de 0.093 a 0.116 (0.107), con una proporción de 1 : 2.943 a 1 : 3.436 (1 : 3.216) con respecto a la longitud total del esófago. El ciego intestinal mide 1.516 a 2.044 (1.786) de largo por 0.150 a 0.191 (0.168) de ancho. El ano dista de 0.187 a 0.206 (0.200) del extremo posterior del cuerpo.

El aparato reproductor se encuentra constituido por un testículo muy delgado y sinuoso, el cual se continúa con el conducto seminal; de éste parte una vesícula seminal considerablemente más ancha, de forma sacular y alargada. La vesícula seminal se encuentra rodada por el canal seminal eyaculador que se dirige ventralmente siguiendo la curvatura de la cauda para terminar en un gonoporo, que se abre dentro de cloaca.

Poseen un par de espículas de forma similar y están provistas de amplias alas membranosas; presentan la base ancha, el eje estriado y el extremo final redondeado; la espícula derecha es más larga que la izquierda, con una longitud de 8.516 a 8.838 (8.638) y de 8.001 a 8.579 (8.205) respectivamente. El par de espículas abarcan del 35.930% al 46.204% del total de la longitud del cuerpo. Las papilas caudales son umbilicadas (Fotomicrografía 12); se distribuyen de la siguiente forma: de 28 a 29 pares preanales, 1 par adanal y 7 pares postanales. Los primeros 4 pares de papilas postanales están dispuestos subventralmente y los 3 restantes lateralmente. De las 4 papilas subventrales, las dos anteriores son más largas y están dispuestas post-lateralmente, cerca de la abertura cloacal. Las dos pequeñas posteriores están alineadas paralelamente una con

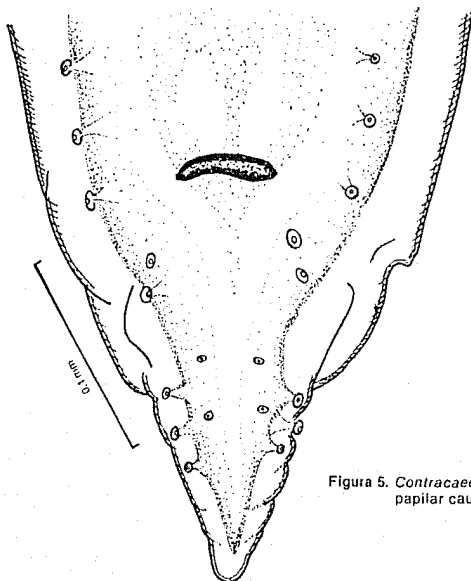


Figura 5. *Contracaecum rudolphii*. Patrón papilar caudal de un macho.

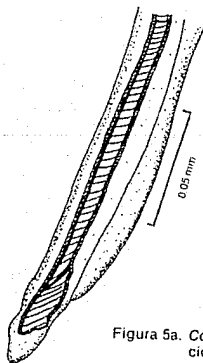


Figura 5a. *Contracaecum rudolphii*. Porción distal de la espícula.

otra. De las tres papilas postanales laterales, la de enmedio es un poco más pequeña que las otras.

La región postanal es más corta que en las hembras, es cónica y curvada ventralmente. (Fotomicrografía 13)

HOSPEDEROS: *Phalacrocorax olivaceus*

Nycticorax nycticorax

HABITAT: Estómago

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del Instituto de Biología de la U.N.A.M con los números de catálogo: 183-1 y 182-5.

DISCUSION

Las características que presentan nuestros ejemplares concuerdan ampliamente con las descritas para el género *Contracaecum* (Raillet y Henry, 1912), de acuerdo con Soleim (1984).

Nuestro material pertenece a la especie *C. rudolphii*, de acuerdo con los principales rasgos señalados para esta especie por Hartwich en 1964, dicha especie es considerada cosmopolita, parásito de 69 especies de aves acuáticas, muy patógeno y ampliamente distribuida, siendo la especie más estudiada del género, por autores como Thomas (1937a y b), (Mozgovoi (1968), Mozgovoi et al. (1965) Hartwich (1964) y Huizinga (1966) y (1971), entre otros.

Hartwich (1964) al revisar las especies del género *Contracaecum*, puso en duda la validéz de la especie *C. spiculigerum*, ya que en algunas redescripciones y figuras de está, se llega a la misma determinación que con la especie *C. rudolphii*, sin embargo parecen observarse diferencias importantes, con base en las cuáles Hartwich (op.cit) mencionó que se trataba de dos especies diferentes, porque consideró que el nemátodo denominado *C. spiculigerum*, es

diferente de *Ascaris spiculigera*, Rudolphi (1809) (*Ascaris* es sinónimo de *Contraecum*).

De acuerdo con ésto Hartwich estableció a *A. spiculigera* como sinónimo de *C. microcephalum* Rudolphi, 1809, y no sinónimo de *C. spiculigerum*, por lo que este último, mencionó, debería recibir otra denominación y lo nombró *C. rudolphii*.

Posteriormente Deardorff y Overstreet en 1980 señalaron que *C. rudolphii* ha sido aceptado por la mayoría de los investigadores actuales como especie válida. Sarashina et al. (1987), no consideraron la observación realizada por Hartwich (1964) determinando su material con base en las descripciones de Yamaguti (1941) y Mozgovi (1953) como *C. spiculigerum*. Sin embargo, nuestro material concuerda con la redescrición y los esquemas presentados por Hartwich (1964) para la especie *C. rudolphii* en todas las características, por lo que la incluimos en ésta; asimismo aceptamos la sinónimia de *C. spiculigerum* con *C. rudolphii*.

De acuerdo con el análisis comparativo que realizamos entre *C. rudolphii* y las especies registradas en América y principalmente en México, encontramos que: las estructuras que presenta en los labios son semejantes a los de *C. pelagicum* Johnston y Mawson, 1942, *C. plagitiacium* Lent y Teixeira de Freitas, 1948 y *C. variegatum* Rudolphi, 1809; sin embargo los dientes laterales de éstas especies, son más aparentes y puntiagudos que los de *C. rudolphii*; los interlabios de las hembras de *C. rudolphii* son semejantes a los de *C. pelagicum* y *C. plagitiacium*, aunque en éstas, la escotadura de la parte central es más aparente.

C. rudolphii es muy semejante a *C. plagitiacium*, *C. pelagicum*, *C. multipapillatum* y *C. mexicanum*, en el número y disposición de las papilas labiales, por las cuales difiere de *C. travassosi* Gutierrez, 1943, *C. caballeroi* Bravo, 1939,

C. microcephalum Baylis, 1920 y *C. bancrofti* Johnston y Mawson, 1941 (sinónimo de *C. micropapillatum*).

C. travassosi y *C. micropapillatum* presentan a nivel de los interlabios un surco poco profundo en el extremo distal muy semejante al que se presenta en *C. rudolphii*.

C. mexicanum, *C. travassosi* y *C. micropapillatum* presentan pequeños procesos aliformes latero-ventrales a nivel de los interlabios, muy semejantes a los apéndices presentes en *C. rudolphii*; pero que a diferencia de *C. travassosi* no presentan unas apófisis en forma de tridente en la parte media de los labios.

El número y disposición de las papilas caudales tanto preanales como adanales y postanales en los machos de *C. rudolphii* es muy semejante al de las especies *C. pelagicum* y *C. variegatum*; sin embargo, difieren en el tamaño de las espículas y en que *C. pelagicum* presenta una pequeña saliente apical mamelonada en el extremo caudal de la que carece *C. rudolphii*.

C. microcephalum y *C. travassosi* presentan el mismo número de papilas postanales que *C. rudolphii*, pero difieren en la disposición de las mismas, ya que *C. microcephalum* y *C. travassosi*, presentan un par doble y en *C. rudolphii* todos los pares son sencillos.

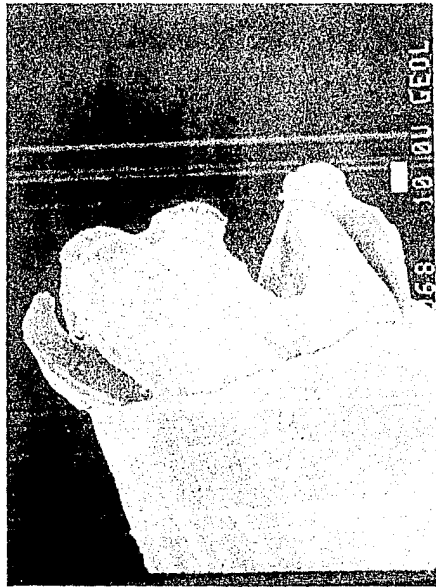
El número y disposición de las papilas preanales en *C. rudolphii* es semejante al que presentan *C. bancrofti*, *C. travassosi* y *C. caballeroi*; y su patrón adanal es semejante al de *C. mexicanum*, *C. variegatum* y *C. caballeroi*.

El tamaño de las espículas de nuestros ejemplares es semejante al de las de *C. travassosi*, siendo las dos únicas especies registradas en América con espículas cercanas a la

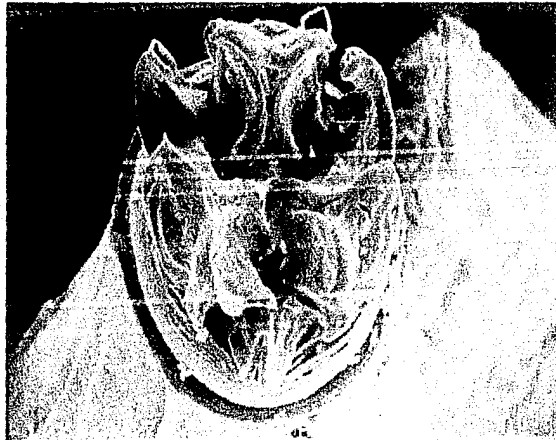
mitad o 3/4 partes de la longitud total del cuerpo, ya que en la mayoría de las especies americanas del género *Contraeaecum* ocupan del 3% al 20% de la longitud de éste.

El extremo distal de las espículas de *C. rudolphii* es semejante en forma al de *C. caballeroi*, *C. bancrofti* y *C. plagitiacium*, el cual es redondeado, y difiere de todas las demás especies reportadas para América, ya que presentan el extremo distal puntiagudo.

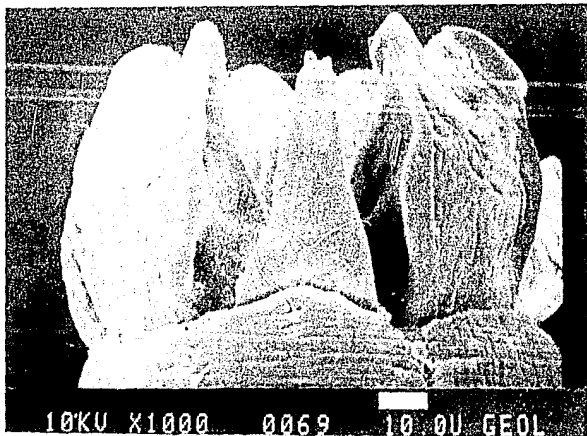
C. rudolphii ha sido registrado anteriormente en México por Bravo-Hollis (1939) en el proventriculo de *Anhinga anhinga* del Parque Zoológico de Chapultepec, D.F y por Caballero y Caballero (1948) en el estómago de *Phalacrocorax vigua mexicanus* de la Laguna de Montford, Cadereyta Nvo. León. Con el presente registro se establecen dos nuevos hospederos y una nueva localidad para esta especie en nuestro país.



Fotomicrografia 8. *Contracaecum rudolphii*. Porción cecalica.



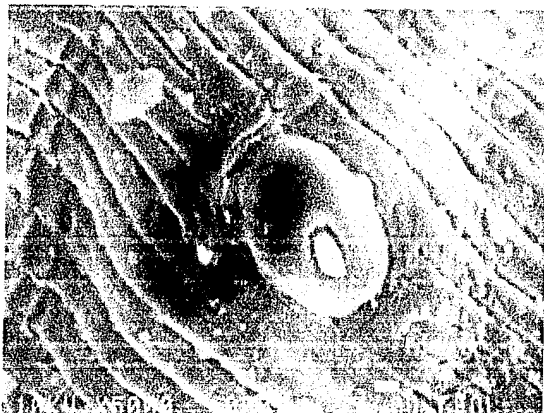
Fotomicrografia 9. *Contracaecum rudolphii*. Vista parcial de la porción cecalica.



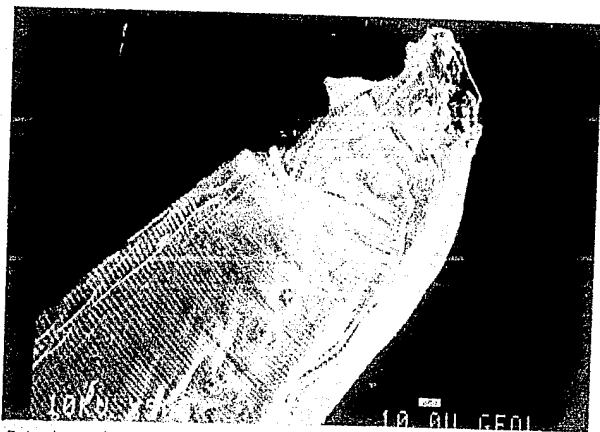
Fotomicrografia 10. *Contracaecum tudolphi*. Interlabio dentatada con la estructura semiprofunda en la parte media.



Fotomicrografia 11. *Contracaecum tudolphi*. Porción caudal de una hembra.



Fotomicrografia 12. *Coniataecium rudolphii*. Papila caudal postcleareal



Fotomicrografia 13. *Coniataecium rudolphii*. Regi3n caudal del macho.

ORDEN: Spirurida Chitwood, 1933.
SUBORDEN: Spirurata Raillet, 1914.
SUPERFAMILIA: Thelazoidea Sobolev, 1949.
FAMILIA: Desmidocercidae Cram, 1927.
GENERO: *Desmidocercella* Yorke y Maplestone, 1926.
SUBGENERO: *Desmidocercella* Guschanskaja, 1954.
Desmidocercella (Desmidocercella) numidica Seurat, 1920.

La presente redescrpción está basada en 10 hembras maduras y 10 machos recolectados del intestino de la "garza siete presas" o "garza azul" *Ardea herodias*.

Los ejemplares de ambos sexos no presentan una diferencia marcada en cuanto a la longitud del cuerpo; tanto en las hembras como en los machos los extremos anterior (Fotomicrografia 14) y posterior son redondeados y el posterior en los dos sexos está flexionado ventralmente.

La cutícula es delgada y está provista de una fina estriación transversal, excepto en la región céfalica donde es lisa. En la parte media del cuerpo la cutícula presenta estriaciones longitudinales muy pequeñas y características (Fotomicrografia 15), las cuáles no se observan en el extremo posterior. (Fotomicrografia 16).

En la parte anterior del cuerpo presentan un par de papilas cervicales sésiles a nivel del anillo nervioso

Presentan diez papilas céfalicas situadas cinco a cada lado de los labios, que se disponen de la siguiente manera: un par pequeño proximal a los labios, un papila única más grande y un par distal de tamaño medio. (Fotomicrografia 17)

El aparato digestivo se encuentra constituido por una boca provista de dos labios laterales, que en vista frontal

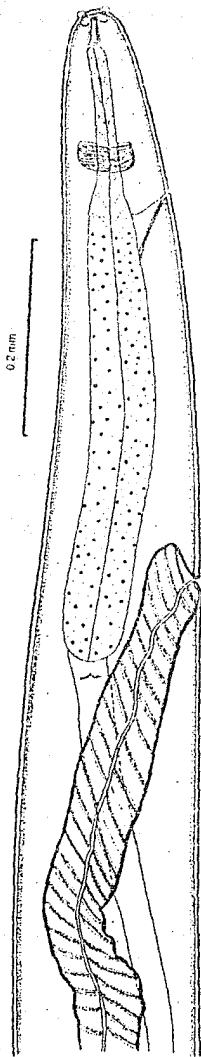


Figura 6. *Desmidocercella (D.) numidica*. Porción anterior del aparato digestivo. Vagina y vulva.

se observan trilobulados y están rodeados por una protuberancia cuticular, a cuyos lados se encuentra un anfidio con forma de media luna. La boca se abre a una cápsula bucal corta y cilíndrica de paredes gruesas; la cápsula ocupa 0.54% de la longitud total del cuerpo de las hembras y en los machos el 0.67%. La cápsula bucal se une a un esófago cilíndrico que está dividido en dos porciones, una anterior muscular, corta y una posterior glandular, larga; el esófago ocupa 11.02% y 11.99% de la longitud total del cuerpo de las hembras y los machos respectivamente y se comunica con el intestino por medio de una válvula esófago-intestinal. El intestino corre en línea recta hacia el extremo posterior, en las hembras está conectado por un recto al ano y en los machos desemboca en una cloaca, en ambos sexos abre en posición subterminal.

El anillo nervioso se encuentra rodeando a la porción muscular del esófago en su extremo posterior.

El poro excretor se abre en la línea media ventral del cuerpo, a nivel del inicio del esófago glandular.

HEMBRA

La longitud total del cuerpo de las hembras varía de 5.320 a 5.860 (5.560), presentando una anchura máxima de 0.030-0.033 (0.030).

El esófago, constituido por dos porciones, una muscular y otra glandular, ocupa 1/8 a 1/9 de la longitud total del cuerpo; la porción muscular mide 0.131 a 0.289 (0.177) por 0.026 a 0.037 (0.031) de anchura máxima, mientras que la porción glandular mide de 0.354 a 0.479 (0.426) de largo por 0.060 a 0.082 (0.072) de ancho. El esófago se une al intestino por medio de una válvula esófago intestinal la cual se encuentra a 0.011-0.018 (0.013) del extremo posterior del esófago glandular. El intestino se conecta por un recto al

ano que está situado a 0.067-0.078 (0.070) del extremo posterior del cuerpo.

El anillo nervioso rodea a la porción muscular del esófago y se localiza a 0.142-0.195 (0.153) del extremo anterior del cuerpo.

Las hembras son didelfas y anfidelfas; el aparato reproductor se encuentra constituido por dos ovarios, de cada uno de los cuales sale un oviducto largo que en su inicio presenta un doblez hacia el extremo posterior del cuerpo; del oviducto parte un útero que en su porción inicial constituye un receptáculo seminal. El útero presenta un doblez un poco después del receptáculo seminal y en su extremo proximal se adelgaza para unirse a la vagina que es corta y está dirigida hacia el extremo posterior del cuerpo, estando constituida por dos partes, una anterior en forma de bulbo y una posterior muscular y tubular que incluye al ovoyector. La vagina se abre al exterior a nivel tercio posterior del esófago glandular y se localiza a 0.499 a 0.595 (0.509) del extremo anterior del cuerpo. El tubo genital posterior se encuentra constituido de igual manera que el anterior, pero solamente se presenta una curvatura en el extremo distal del oviducto, para posteriormente dirigirse hacia el extremo anterior del cuerpo, por lo que los extremos de los ovarios quedan diametralmente opuestos. No se observaron huevos ni el útero ni en la vagina.

El poro excretor se abre a una distancia de 0.183 a 0.213 (0.200) del extremo anterior del cuerpo.

El extremo posterior del cuerpo está provisto de dos protuberancias cuticulares laterales y subterminales.

MACHO

La longitud total de su cuerpo es de 4.180 a 4.670 (4.470) por 0.172 a 0.198 (0.183) de anchura.

El aparato digestivo se encuentra constituido por una boca con dos labios. La boca se abre a una cápsula bucal que mide de 0.030 a 0.033 (0.030) de largo, representando el 0.69% al 0.71% (0.67%) de la longitud total del cuerpo. El esófago está constituido por dos porciones, una glandular y otra muscular, que miden 0.120-0.225 (0.167) y 0.289 a 0.422 (0.369) de largo y 0.026 a 0.033 (0.030) y de 0.060 a 0.067 (0.066) de ancho, respectivamente. En conjunto ocupan 1/8 de la longitud total del cuerpo. El esófago se une al intestino por medio de la válvula esófago-intestinal, la cual dista 0.011 a 0.015 (0.012) del extremo posterior del esófago glandular. El intestino desemboca al exterior por medio de la cloaca, que se encuentra a 0.060-0.075 (0.069) del extremo posterior del cuerpo.

El anillo nervioso se localiza a 0.135-0.157 (0.149) del extremo anterior del cuerpo.

El aparato reproductor consta de un solo testículo, que se extiende hasta casi el primer tercio del cuerpo, ocupando una longitud considerable del mismo; éste se continúa con un conducto eferente ligeramente enroscado sobre si mismo, del cual surge una vesícula seminal corta poco diferenciada, que se abre por medio de un pequeño conducto eyaculador dentro de la cloaca.

Los machos poseen un par de espículas que difieren tanto en forma como en tamaño; curvándose ventralmente, la espícula izquierda mide 0.131 a 0.150 (0.137) de largo y ocupa el 3.13% a 3.15% (3.06%) de la longitud total del cuerpo; presenta el extremo anterior ancho con forma de espátula y el posterior redondeado con pequeñas espinas; la espícula

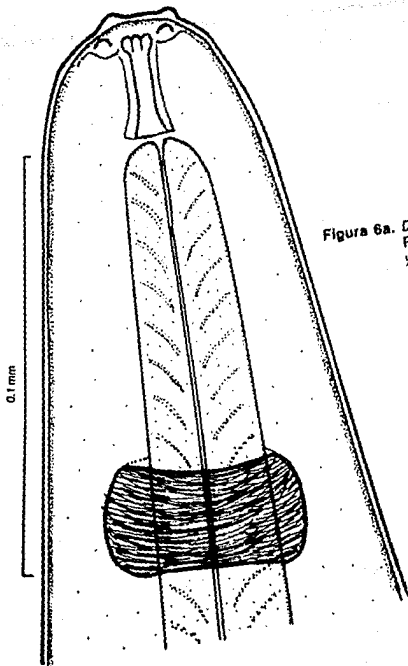


Figura 6a. *Desmidocercella (D.) numidica*.
Porción anterior. Cápsula bucal
y esófago muscular.

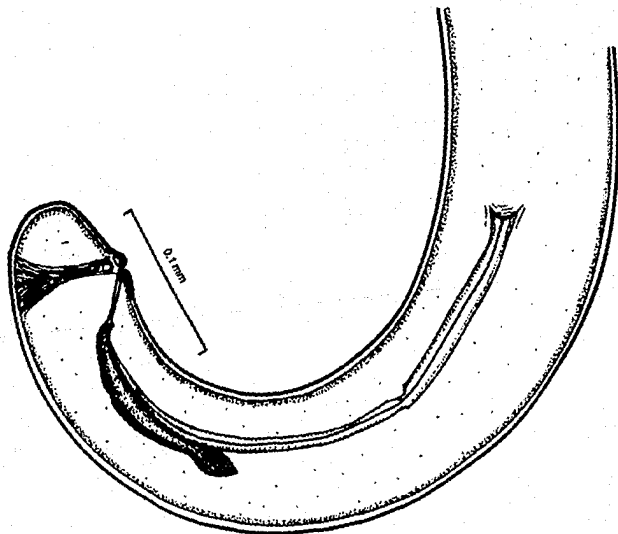


Figura 6b. *Desmidocercella (D.) numidica*. Porción caudal
de un macho. Espículas y patrón papilar.

derecha mide 0.322 a 0.418 (0.377) de largo, ocupando el 7.70% al 8.78% (7.54%) de la longitud total del cuerpo, es delgada y con forma tubular.

La cola es corta, lisa y redondeada desprovista de ala caudal.

Presentan un par de papilas sésiles postcloacales visibles únicamente a través de MEB (Fotomicrografía 18), así como un par de protuberancias cuticulares laterales, localizadas en la parte posterior del cuerpo.

El poro excretor se abre a una distancia de 0.183-0.213 (0.194) del extremo anterior del cuerpo.

Hospedero: *Ardea herodias*

Habitat: Intestino

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del Instituto de Biología de la U.N.A.M con el Número de Catálogo: 183-2.

DISCUSION

El género *Desmidocercella* fué establecido por Yorke y Maplestone en 1926 teniendo como tipo a *D. numidica* Seurat, 1920, encontrada en *Ardea cinerea*. En estado adulto, estos nemátodos se encuentran parasitando sacos aereos, tráquea e intestino de Charadriiformes, Ciconiiformes y Pelecaniformes.

Como sinónimos del género *Desmidocercella* se han registrado al género *Desmidocerca* creado por Srkjabin en 1916 y al género *Pharyngosetaria* creado por Lyumibov, 1937.

La validéz del género *Desmidocerca* fué rechazada por Seurat en 1920, quién señalo que los representantes de este último género poseen un esófago muy largo que abarca 2/3 de la longitud total de su cuerpo y en el extremo posterior de

éste se presentan espinas pequeñas, a diferencia de los miembros del género *Desmidocercella* que poseen un esófago corto, que constituye $1/8$ ó $1/9$ de la longitud total del cuerpo y el extremo posterior está desprovisto de espinas en ambos sexos.

Chabaud en 1975, demostró que el género *Pharyngosetaria* y el género *Desmidocercella* son sinónimos y señaló que con base en la regla de prioridad, que *Desmidocercella* debía mantenerse como el nombre correcto para el género.

En 1954 Guschanskaja (in Yamaguti, 1961) dividió al género *Desmidocercella* en dos subgéneros con base en la posición de la vulva; en el subgénero *Desmidocercella* se encuentra en la parte anterior del cuerpo y en el subgénero *Sjkrabinocercella* en la porción posterior del cuerpo.

De acuerdo con las características que presenta nuestro material, podemos incluirlo en el género *Desmidocercella* ya que coincide con las principales características que definen al género, según Yorke y Maplestone (1926) y Yamaguti (1961) y dentro del subgénero *Desmidocercella* ya que posee la vulva en la parte anterior del cuerpo.

El género *Desmidocercella* se encuentra representado hasta la fecha, por siete especies: *D. (D.) numidica* Seurat, 1920 de *Ardea cinerea* en Algeria y *Phalacrocorax olivaceus* en Delta del Río Volga y E.E.U.U.; *D. (D.) australis* Mawson, 1953 en *Phalacrocorax atriceps nivalis* en Australia; *D. (D.) butoridi* (Oschmarin y Belouss, 1951) Guschanskaja, 1954 en *Butorides striatus* en Rusia; *D. (D.) singhi* Ali, 1957 en *Desmiegretta asha* en la India; *D. (D.) leiperi* Singh, 1948 en *Ardeola grayi* en la India; *D. (S.) incognita* Ssolonitzin, 1932 en *Phalacrocorax carbo* y *P. pygmaeus* en Rusia y en *Phalacrocorax a. auritus* en Canadá y *D. (S.) skrbjabin*

Guschanskaja, 1949 en *Phalacrocorax carbo* y *P. pygmaeus* en Rusia.

Nuestros ejemplares pertenecen a la especie *D. (Desmidocercella) numidica* descrita por Saurat (1920) y de acuerdo con un análisis comparativo realizado entre ellos y los demás representantes del género, encontramos que *D. numidica* es semejante a *D. (D.) butoridi* en la proporción entre el tamaño de las espículas y la longitud total del cuerpo pero difiere de ésta porque *D. (D.) butoridi* posee dos pares de papilas postanales pequeñas en los machos y en el número de papilas céfalicas, ya que presenta 4 pequeñas papilas, situadas dos a cada lado de los labios, detrás de las cuáles hay otras cuatro más grandes dispuestas lateralmente de dos en dos.

D. (D.) numidica difiere de *D. (D.) australis* porque en los machos de esta última se presentan un par de papilas preanales y dos pares postanales y por que poseen 8 papilas céfalicas largas submedianas arregladas en dos círculos; asimismo difieren porque *D. (D.) australis* posee espículas muy largas, la derecha abarca del 14.1% al 15.5% y la izquierda el 6.15% de la longitud total del cuerpo, ocupando el doble de la relación en comparación con *D. (D.) numidica*; además *D. (D.) australis* presenta una área circular con forma de almohadilla con pequeños tubérculos puntiagudos en posición subterminal dispuestos a cada lado de la cola y el extremo distal de su espícula derecha posee una forma característica diferente a la de *D. (D.) numidica*.

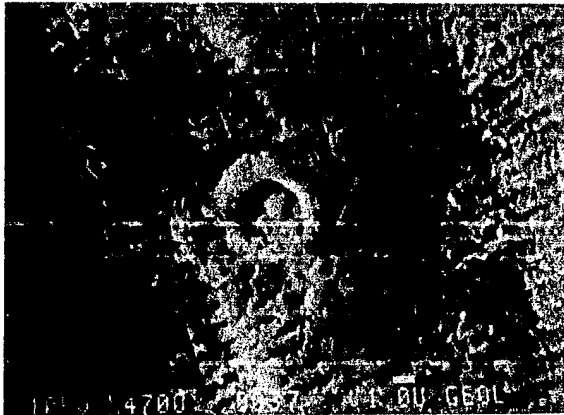
Nuestro material es semejante a *D. (D.) leiperi* en la relación entre el tamaño de las espículas y la longitud total del cuerpo, pero difiere porque *D. (D.) leiperi* posee dos pares de papilas preanales y un par postanal y porque esta última posee cuatro pares de papilas cefálicas situadas hacia

el ápice de la cabeza y dos pares dispuestos hacia su base.

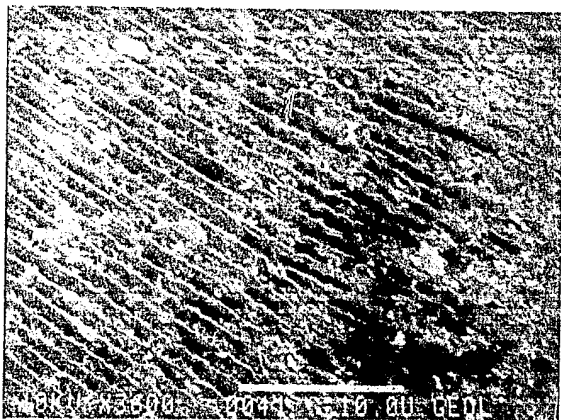
El presente constituye el primer registro de *Desmidocercella (Desmidocercella) numidica* en México, aportando además un nuevo hospedero para la especie. Previamente *D. (D.) numidica* ha sido recolectada en Algeria por Seurat (1920) en *Ardea cinerea*; en el Delta del Río Volga en *Phalacrocorax carbo* y en garzas de E.E.U.U (Yamaguti, 1961) y en *Squatarola squatarola* en Canadá (Columbia Británica y Quebec) por Gibson en 1972 y en *Phalacrocorax carbo* en Checoslovaquia por Moravec, et. al. (1988).



Fotomicrografía 14. *Desmidocercella (D.) numidica*. Porción celular.



Fotomicrografía 15. *Desmidocercella (D.) numidica*. Poro excretor y estríación cuticular en la porción del cuerpo.



Fotomicrografía 16. *Desmidocercella (D.) numidica*. Estriación cuticular en la porción posterior del cuerpo.



Fotomicrografía 17. *Desmidocercella (D.) numidica*. Patrón papilar en la porción cefálica.



Fotomicrografía 18. *Desmidocercella (D.) numidica*. Patrón papilar en la porción caudal del macho.

SUPERFAMILIA: Acuaroidea Sobolev, 1949.

FAMILIA: Acuariidae Seurat, 1913.

SUBFAMILIA: Acuariinae Raillet y Henry, 1912.

GENERO: *Syncuaria* Gilbert, 1927.

Syncuaria squamata (Linstow, 1883) Wong et al. 1986.

La redescrición de esta especie se basa en 19 ejemplares, de los cuales 10 son hembras grávidas y 9 machos, recolectados del estómago del "cormóran" o "pato buzo" *Phalacrocorax olivaceus*.

La cutícula de estos nemátodos es gruesa, transparente y estriada transversalmente, estando débilmente desarrollada en el área demarcada lateral y posteriormente por los cordones y anteriormente por la parte media del labio lateral.

En la porción lateral del cuerpo se presentan dos cordones laterales recurrentes (Fotomicrografia 19), que se inician en los lados dorsal y ventral de la apertura oral y que se continúan posteriormente hasta anastomosarse sobre los lados del cuerpo, a nivel de la papila cervical. Los cordones están constituidos en su parte interna por amplias placas cuticulares transversales, serradas o dentadas e invaginadas dorsoventralmente (Fotomicrografia 20), formando un surco el cual se observa por medio de un corte transversal; al inicio del cordón en su parte externa, se observa un engrosamiento cuticular de forma característica (Fotomicrografia 21), que posteriormente se adelgaza en el punto donde el cordón se anastomosa. En algunas placas los dientes se presentan sencillos y en otras están unidos formando un diente doble; estos últimos son más frecuentes en la parte media del cordón y en el final de éste, antes de anastomosarse (Fotomicrografías 22 y 23). No existen hileras de dientes en las placas en el lugar donde se inicia el cordón y donde este se anastomosa o bien solamente se presentan dos dientes en la parte externa de cada placa. En la región céfalica presentan

dos pares de papilas circulares abultadas con doble orificio glandular, que se localizan en la superficie cuticular delimitada por los cordones, a ambos lados de cada labio (Fotomicrografia 24).

Un par de papilas cervicales o deiridios se presentan inmediatamente posteriores a los cordones, en el sitio en donde estos se anastomosan (Fotomicrografias 22, 23 y 25); están provistos con denticulos denominados cúspides, que en los machos son bicúspides (Fotomicrografia 22) y en las hembras bicúspides y tricúspides (Fotomicrografia 23).

De las papilas cervicales de ambos sexos parte un ala lateral sin espinas, sobre la cual se forma otra más delgada, que ambas en corte transversal, tienen forma de "T" y se extienden hasta cerca de al extremidad caudal del cuerpo (Fotomicrografia 26).

El aparato digestivo está constituido por una boca que presenta dos labios laterales muy prominentes (Fotomicrografia 24). La boca se abre a una cápsula bucal estriada transversalmente, que inicialmente es ancha y posteriormente se adelgaza, ocupando 1.89% del largo total del cuerpo en las hembras y un 2.86% en los machos. Al vestíbulo se conecta un esófago que se divide en dos partes, una anterior muscular y una posterior glandular.

Del esófago se continúa un intestino que carece de divertículos y presenta varios dobleces a todo lo largo, terminando en un recto que se abre al exterior por medio de la cloaca en los machos y del ano en las hembras.

El anillo nervioso se encuentra al inicio del esófago muscular, rodeándolo.

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

El poro excretor se abre en la zona del cuerpo que abarcan los cordones; en las hembras es nitido pero en los machos no se logro observar.

HEMBRA

La longitud total de su cuerpo es dos veces mayor que la de los machos, siendo de 15.000 a 25.000 (21.700); su anchura máxima varía de 0.370 a 0.689 (0.556) a nivel del último tercio del cuerpo.

La longitud máxima de los cordones cuticulares desde su inicio hasta el nivel donde estos convergen para anastomosarse, es de 0.901 a 1.352 (1.115) ocupando del 5.4% al 6% (5.14%) de la longitud total del cuerpo; miden 0.463 a 0.679 (0.602) de ancho.

La papila cervical puede presentarse tanto bicúspide como tricúspide (**Fotomicrografia 23**); sin embargo, en la mayoría de las hembras es tricúspide; se localiza justo debajo del sitio donde se anastomosan los cordones y se encuentra a 0.869-1.368 (1.097) del extremo anterior del cuerpo.

La cápsula bucal tiene una longitud de 0.338 a 0.450 (0.412) y ocupa de 1.8% a 2.25% de la longitud total del cuerpo. De la cápsula bucal se continúa el esófago muscular que mide 0.672 a 0.869 (0.790) de largo por 0.071 a 0.142 (0.104) de ancho y termina justo donde se encuentra la papila cervical; el esófago glandular es más largo que el muscular y tiene 3.398 a 7.093 (5.204) de longitud por 0.285 a 0.299 (0.290) de ancho. Del esófago glandular se proyecta el intestino con varios dobleces, desembocando en una abertura anal rodeada por dos placas, una anterior redonda y una posterior en forma de "V"-invertida visible a través de MEB (**Fotomicrografia 27**); se localiza a 0.075-0.142 (0.097) del extremo posterior del cuerpo.

El anillo nervioso se encuentra rodeando al esfago muscular, a 0.418 a 0.563 (0.502) del extremo anterior.

Las hembras son monodelfas. El aparato reproductor consta de un ovario muy delgado, que se continúa con un oviducto el cual se conecta con un útero muy largo y contorneado, que en todas las hembras se encontró repleto de huevos. Del útero parte una vagina corta que se dirige posteriormente y se abre al exterior por medio de la vulva. La vulva es simple, redonda y se localiza a 0.198-.330 (0.257) del extremo posterior del cuerpo. (Fotomicrografia 27)

Los huevos son ovalados, de cáscara gruesa y de tamaño regular en todas las hembras; miden 0.033 de largo por 0.022 de ancho.

En las hembras grávidas, los huevos ocupan dos terceras partes de la longitud total del cuerpo, confiriéndole a esta región una coloración completamente blanca.

El poro excretor se sitúa a 0.814 a 0.891 (0.848) del extremo anterior del cuerpo.

El extremo posterior del cuerpo es redondeado.

MACHO

La longitud total de su cuerpo es de 8.610 a 10.000 (9.211) por 0.187 a 0.243 (0.221) de anchura máxima.

Los cordones cuticulares, desde su inicio hasta el lugar donde estos convergen para anastomosarse, miden 0.724 a 0.853 (0.794) de largo ocupando del 8.4% a 8.53% (8.62%) de la longitud total del cuerpo lo que representa casi el doble de la longitud que ocupan en el cuerpo de las hembras; el ancho de los cordones varía de 0.027 a 0.041 (0.034).

La papila cervical en todos los ejemplares es bicúspide (Fotomicrografía 22), siendo estas cúspides más largas que en las hembras; en algunos machos una de las cúspides es más robusta y larga que la otra; la papila dista 0.740 a 0.885 (0.801) del extremo anterior. El ala lateral inicia inmediatamente detrás de la papila cervical y termina en el último tercio del cuerpo.

La cápsula bucal tiene una longitud de 0.232 a 0.288 (0.264) y ocupa del 2.69% al 2.88% (2.86%) de la longitud total del cuerpo. El esófago muscular, que se continúa de la faringe, mide 0.418 a 0.563 (0.509) de largo por 0.056 a 0.071 (0.063) de ancho. El esófago glandular presenta una longitud de 2.261 a 2.777 (2.490) por 0.099 a 0.141 (0.121) de ancho; de éste último, parte el intestino que presenta dobleces a todo su largo y desemboca en una cloaca, la cual dista 0.071-0.135 (0.106) del extremo posterior del cuerpo.

El aparato reproductor está constituido por un testículo del que se continúa un conducto seminal, el cual termina en un conducto eyaculador y éste a su vez, desemboca en la cloaca.

Presentan un par de espículas desiguales, siendo la izquierda cinco veces más larga y delgada que la derecha; la espícula izquierda es estriada transversalmente, con el extremo posterior puntiagudo, y mide 0.724 a 1.094 (0.928) de largo ocupando del 8.4% al 10.94% (10.07%) de la longitud total del cuerpo; la espícula derecha es más corta y fuerte con forma de espátula y con el extremo redondeado; mide de 0.112 a 0.165 (0.143) de largo y ocupa del 1.30% al 1.65% (1.55%) de la longitud total del cuerpo.

Los machos están provistos de una ala caudal, la cual es una elevación gruesa de la cutícula; su inicio es ligeramente anterior a la cloaca (Fotomicrografía 28).

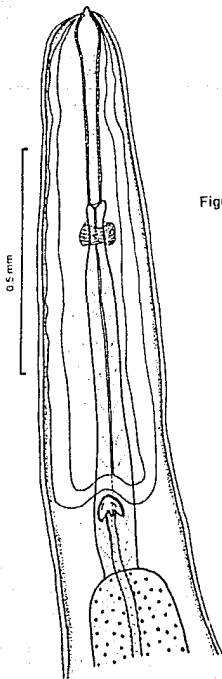


Figura 7. *Syncyaria squamata*. Porción anterior del aparato digestivo.

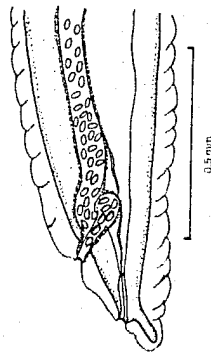


Figura 7a. *Syncyaria squamata*. Porción caudal de una hembra. Vagina, vulva y ano.

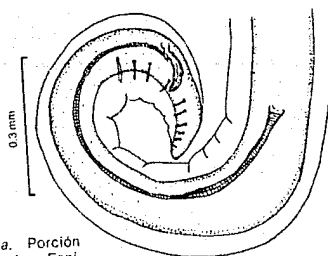


Figura 7b. *Syncyaria squamata*. Porción posterior de un macho. Espículas y patrón papilar.

La superficie ventral del cuerpo, en la región cloacal y en el ala caudal, se encuentra cubierta por elevaciones cuticulares distribuidas dispersamente, que tienen la forma de montículos o placas rectangulares. (Fotomicrografía 28)

Las papilas caudales son ventrales y pedunculadas; se presentan 4 pares preanales y 6 pares postanales. El último par postanal es mucho más pequeño que el resto de las papilas.

El extremo caudal es ancho, redondeado y curvado ventralmente. (Fotomicrografía 28)

HOSPEDERO: *Phalacrocorax olivaceus*

HABITAT: Estómago

Ejemplares: Depositados en la Colección Helminológica del Instituto de Biología de la U.N.A.M con el número de Catálogo: 183-3

DISCUSION

El género *Syncuaria* fué creado por Gilbert en 1930, al considerar que sus características le permitían elevarlo a éste rango, del de subgénero del género *Acuaria* Bremser, 1881, al que lo había asignado él mismo en 1927; posteriormente Chitwood y Wehr (1934), lo sinonimizaron con el género *Echinuria* Soloviev, 1912 y más adelante Sobolev (1943) al revisar dicha propuesta, determinó la separación de ambos como dos géneros distintos, incluyendo en el género *Echinuria* a los ejemplares provistos con varias hileras de espinas en el cuerpo.

Chabaud (1975) consideró como sinónimo de *Syncuaria* a los géneros *Decoratoria* Solobev, 1949 y *Chordocephalus* Alegret, 1941.

En 1986 Wong, et al, al realizar la revisión del género *Syncuaria*, establecieron la sinónimia de éste con el género *Skrjabinocara* Linstow, 1883, ya que consideraron que la presencia de las alas laterales en el cuerpo, utilizada para distinguir ambos géneros, no era un rasgo válido, pues éstas también están presentes en algunas especies del género *Syncuaria*, por lo que les confieren importancia a nivel específico; asimismo, señalaron la gran similitud existente entre *Skrjabinocara squamata* (tipo) y el género *Syncuaria*, argumento con el que apoyaron su propuesta.

Los ejemplares redescritos en el presente estudio, muestran las características del género *Syncuaria*, que se encuentra representado por 9 especies reconocidas, las cuales según Wong et. al. (1986) son: *S. ciconiae* Gilbert, 1927, especie tipo; *S. buckleyi* Ali, 1957; *S. decorata* Cram, 1927; *S. longialula* Wang, 1976; *S. leptoptili* Gedoelst, 1916 sin *S. parvepapillata* Macko, 1962; *S. bressoui* Gretillat, 1970; *S. squamata* Linstow, 1883. La diferenciación de las especies de este género se ha establecido tomando en consideración la morfología de los cordones, la presencia o ausencia de alas laterales, así como su tamaño y el largo y morfología de las espículas, principalmente.

Nuestro material pertenece a la especie *Syncuaria squamata* y de acuerdo con el análisis comparativo realizado con las especies del género *Syncuaria* encontramos que: basandonos en la morfología de los cordones de nuestros ejemplares, estos se diferencian de los de *S. bressoui* en que esta última especie posee placas que se invaginan sub-dorsoventralmente para formar una hendidura y de los de *S. leptoptili* en la que se invaginan dorsoventralmente para formar dos hendiduras, y son semejantes a los de *S. diacantha* en la presencia de placas cuticulares que se invaginan dorso-ventralmente para formar una hendidura.

Nuestros ejemplares difieren ampliamente de *S. diacantha* en las dimensiones de los cordones, ya que ésta especie posee los cordones muy anchos y de *S. bressoui*, *S. ciconiae* y *S. decorata*, que los presentan muy delgados.

La presencia de placas serradas o dentadas constituyendo los cordones de *S. squamata* es una característica que lo diferencia de todas las demás especies del género *Syncuaria*, ya que éstas presentan placas cuticulares lisas.

La característica de *Syncuaria squamata* de poseer una ala lateral lo diferencia de *S. ciconiae*, *S. diacantha*, *S. decorata* y *S. longialula* que no la poseen y de *S. bressoui*, *S. hargilae*, *S. leptoptili* y *S. buckeleyi*, que aunque la poseen, es de tamaño reducido.

Los deiridios en *S. squamata* son muy semejantes en forma a los que presenta *S. hargilae*, y *S. leptoptili* ya que son bifidos, pero estas especies los presentan mucho más pequeños, al igual que los de *S. bressoui* y *S. diacantha* son inconspicuos.

La dimensión de la espícula izquierda permite diferenciarla de *S. bressoui*, *S. hargilae*, *S. longialula*, *S. decorata* y *S. buckeleyi*, pues esta estructura es menor en dichas especies y de *S. diacantha*, ya que en ella su tamaño es mayor.

La presencia de un proceso ventral truncado, cercano al extremo posterior de esta espícula, facilita su distinción de *S. leptoptili*, además de que esta última especie posee una vulva provista de una protuberancia circular.

La forma del extremo posterior de la espícula izquierda de *S. squamata* es semejante en *S. diacantha* y *S. hargilae*, a diferencia de *S. bressoui* que presenta el extremo distal

atenuado y curvado.

El tamaño de la espícula derecha del material estudiado, es semejante al que presentan las especies *S. hargilae*, *S. longialula* y *S. ciconiae*, a diferencia de *S. bressoui* y *S. buckleyi*, que presentan esta espícula más pequeña y *S. decorata* y *S. diacantha* que la poseen muy larga y además está última especie presenta el extremo distal complejo a diferencia de *S. squamata*.

El patrón y número de papilas caudales postanales de *S. squamata* es diferente al que presenta *S. bressoui*, ya que esta última posee un par adicional de pequeñas papilas pedunculadas, ventrales al último par de papilas postanales y de *S. hargilae* se distingue ya que presenta solo cuatro pares.

La parte posterior del cuerpo redondeado de nuestros ejemplares machos es similar a todas las especies representantes del género *Syncuaria*, aunque presenta la parte caudal mucho más curvada ventralmente, que las demás especies, y en las hembras se diferencian nuestros ejemplares de *S. diacantha*, que posee una cola un poco más corta rodeando dorsalmente en ángulo recto al ano.

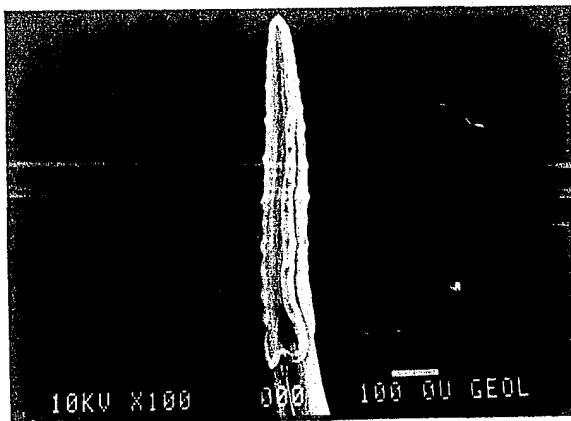
A nivel de la vulva nuestro material difiere de los representantes de la especie *S. bressoui*, ya que esta especie posee una protuberancia hipodermal anterior a la vulva; y de *S. hargilae* debido a que ésta posee una vagina enrollada, resultando una extensión de la pared del cuerpo inmediatamente anterior a la vulva y de *S. diacantha* por tener la vulva con una ligera protuberancia.

La forma de los huevos de *S. squamata*, es diferente a los huevos oblongos que posee *S. ciconiae*.

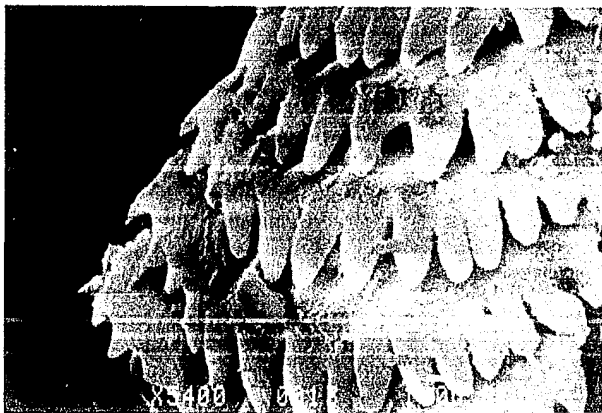
La presencia de una papila cervical bicúspide y tricúspide en nuestros ejemplares hembras, es una característica que debe ser tomada en cuenta desde el punto de vista evolutivo de la familia Acuariidae, aspecto que ha sido abordado por algunos autores como Chabaud y Pétter (1959), Osche (1955) y Barus y Madjumar (1975), entre otros, quienes establecen que los miembros de la familia Acuariidae tienen una sistemática especialmente interesante y que las especies que presentan estructuras morfológicas con patrones muy complicados, son las especies que pudieran ser las más evolucionadas y que los patrones simples están registringidos a formas más primitivas; *S. squamata* ha sido considerada como una de las especies más avanzadas por poseer estructuras morfológicas complicadas, como es el caso de una papila cervical tricúspide que según Skrjabin, 1968 es una estructura de fijación al hospedero al igual que los cordones serrados. Con base en lo anterior podríamos inferir, que posiblemente dentro esta especie se esté dando una evolución hacia formas más especializadas por la presencia de caracteres menos y más complejos, aunque consideramos en que esto requiere de un mayor estudio.

Barus y Madjumar (1975), realizaron un estudio de microscopía electrónica de barrido con acúridos, en el que señalaron que *S. squamata* no posee cordones cuticulares constituidos por placas transversales con espinas pequeñas, sino que del extremo posterior de cada placa surgen proyecciones cuticulares que las conectan con la placa siguiente, a lo largo de todo el cordón, formando una estructura semejante a un puente; sin embargo al estudiar nuestro material bajo el MEB, no observamos la continuidad entre las placas descrita por Barus y Madjumar (loc. cit), sino la estructura característica de las espinas, señalada en

La distribución de *Syncuaria squamata*, se halla restringida a Asia Central (Linstow, 1883), Unión Soviética (Kurashvili, 1940; Guschanskaya, 1950; Vaidova, 1963, 1965; Kibakin, 1965 y Akhumian, 1966); Indochina (Yamaguti, 1961) y Rumania (Roman-Chiriac, 1965) en *Phalacrocorax carbo*, *Phalacrocorax pigmaeus* y *Podiceps ruficollis*; en América solo se le ha registrado en Cuba (Alegret, 1941) en *Phalacrocorax auritus floridanus*, Canadá (Wong, et. al. 1986) en *P. auritus auritus* y en Florida (Threlfall, 1982) en *P. auritus*. Por tanto, el presente constituye el primer registro para la especie en México, con lo que se amplía su distribución y se establece un nuevo hospedero: *Phalacrocorax olivaceus*.



Fotomicrografia 19. *Syncauda squamata*. Cordones laterales recurrentes en la porción estabeta.



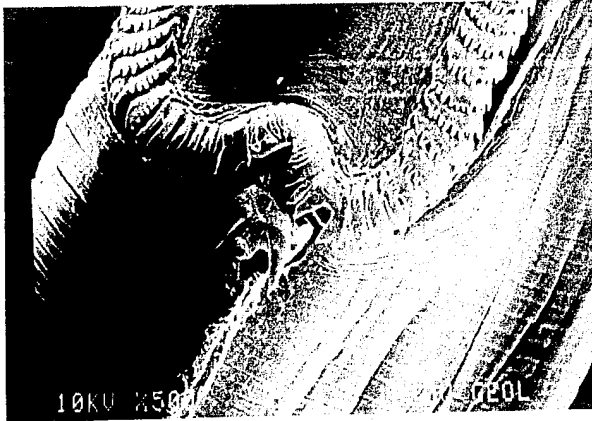
Fotomicrografia 20. *Syncauda squamata*. Espinas en las placas de los cordones laterales recurrentes.



Fotomicrografia 21. *Syncuaria squamata*. Porción anterior de una hembra.



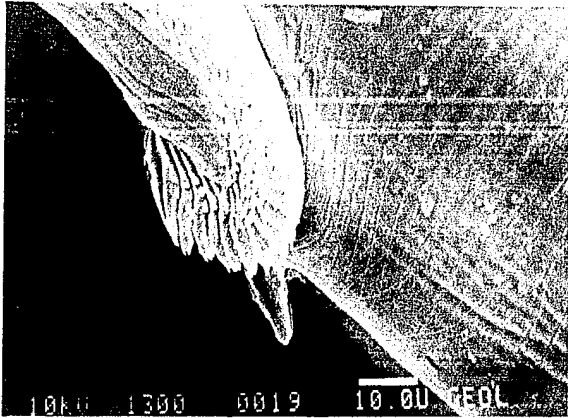
Fotomicrografia 22. *Syncuaria squamata*. Papila cervical de un macho.



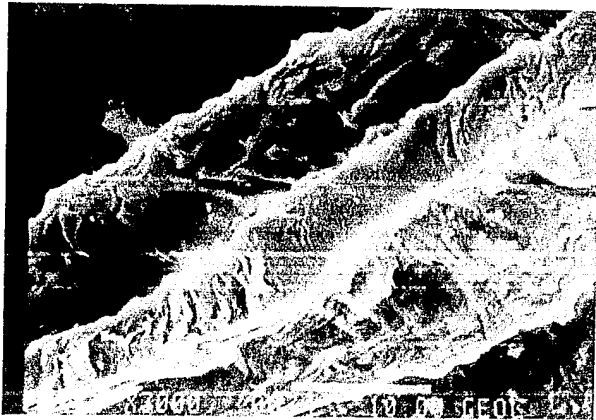
Fotomicrografía 23. *Syncuaria squamata*. Papila cervical de una hembra.



Fotomicrografía 24. *Syncuaria squamata*. Detalle de la porción anterior.



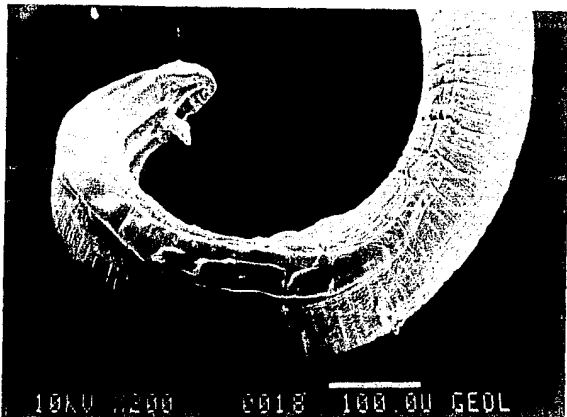
Fotomicrografía 25. *Syncyana squamata*. Vista lateral de la papila cervical de un macho.



Fotomicrografía 26. *Syncyana squamata*. Cornión lateral



Fotomicrografía 27. *Syncuaria squamata*. Porción posterior de la hembra.



Fotomicrografía 28. *Syncuaria squamata*. Porción posterior de un macho.

7.0 DISCUSION GENERAL

La taxonomía de tremátodos continúa estando basada en gran parte en la morfología de los adultos, sin embargo, es notorio que autores como La Rue (1957) y Yamaguti (1971) se han preocupado para que además de ésta se empleen otros elementos, tales como estudios de sus ciclos de vida, ya que los estadios larvarios proporcionan información significativa para determinar las relaciones filogenéticas entre las especies y así formular un arreglo sistemático más natural; no obstante, en algunas superfamilias los ciclos de vida no han sido estudiados o se conocen parcialmente y por lo tanto sus interrelaciones no han sido claramente definidas o se basan exclusivamente en comparaciones morfológicas entre los adultos, siendo necesario recopilar la mayor cantidad posible de información, para así poder efectuar una evaluación final, ya que solo el análisis y la correlación de todos los rasgos de un determinado grupo permitirán establecer un sistema natural de clasificación. A pesar de la escasa información disponible sobre este aspecto, Yamaguti (1971) propuso un nuevo esquema de clasificación de los tremátodos basado en la combinación de la morfología de los adultos y algunas características de las formas larvarias a partir del conocimiento de las diferentes fases del ciclo biológico de las distintas especies.

Por otra parte, estudios que aporten datos sobre la fisiología, la bioquímica y la ecología de algunas especies de tremátodos llevarán al establecimiento de un esquema de clasificación más completo que refleje las relaciones existentes entre los diferentes grupos. Además, podrá originarse un sistema que permita mayor precisión en la determinación a nivel específico y su posterior incorporación en un esquema de clasificación preestablecido.

Las características que con mayor frecuencia son tomadas en cuenta para el estudio de los tremátodos son: forma y tamaño del cuerpo; cutícula (presencia de espinas o no); posición de las ventosas y tamaño (acetábulo, ventosa oral); organo tribocítico (cuando se presenta); extensión de los ciegos y ramificación de ellos; testículos (forma y disposición); bolsa del cirro (forma y tamaño), cirro, vesícula seminal, ovario (forma y disposición), órganos accesorios al aparato femenino, así como los genitales terminal, el gonotilo, extensión de las vitelógenas, posición del poro genital; número y tamaño de los huevos. Dentro de estas características, se ha observado que las dimensiones tanto del cuerpo como de los órganos internos, pueden sufrir cambios con el aplanamiento, por ejemplo en *Phagicola angrense*, discrepamos de algunos autores al considerar características de importancia taxonomica a la extensión del útero, la extensión de los ciegos, la forma de los folículos vitelinos, la forma del gonotilo y la forma del apéndice oral, ya que son rasgos que pueden variar con las técnicas de fijación a las que se somete a los ejemplares, lo cual pone en duda la validez específica de estas "diferencias".

Otro problema al que se enfrenta la taxonomía de tremátodos es que no existe una estandarización de las técnicas de fijación utilizadas, de ahí que trabajos como los realizados por Bakke (1980, 1988), hagan pensar que muchas especies que han sido erigidas, pueden caer en sinonimia con otras, ya que se ha observado que la forma y el tamaño del cuerpo, así como las dimensiones de los órganos internos están influenciados por los distintos métodos de fijación y preservación a los que se somete a los ejemplares.

Bakke (1988) realizó un estudio sobre el efecto de los procedimientos de preparación, muerte y fijación del adulto

de *Phyllodistomum umblae* y mencionó que para la diferenciación de esta especie hay que tomar en cuenta la variabilidad fenotípica inducida por diversos factores como el grado de madurez del parásito, la acción de su musculatura (contracción y relajación) y el manejo y procesamiento del material, así como también deberá considerarse la variabilidad inata (genética) y la variabilidad geográfica; asimismo Bakke (1978a), estableció cinco grupos de elementos a considerar para ser tomados en cuenta en la taxonomía de tremátodos los cuales podrían tener efecto en las conclusiones taxonomicas a las que se llegue en la clasificación de este grupo.

Sin embargo es importante señalar que existen pocos estudios similares a los realizados por Bakke (1978a y 1988), lo cual imposibilita que la taxonomía de tremátodos se base en todas estas observaciones, aún cuando muchos taxonomos en Helminología, están aportado datos acerca de la fisiología, ciclo de vida y ecología de los helmintos.

Asimismo, Bakke (1988) encontró que el aplanamiento de los tremátodos, antes de su medición, tiene un efecto profundo en la forma y dimensiones tanto del cuerpo como de los órganos; asimismo, en nuestro estudio observamos que la espincación oral de *Phagicola angrense* es muy frágil y se pierde durante la manipulación previa o a lo largo del proceso de fijación; es por tanto pertinente señalar que los estudios taxonómicos con base en organismos aplanados, permiten determinar la posición, número y orientación de los órganos internos pero que tales estudios deberán ser empleados con reserva desde el punto de vista morfométrico. Consideraciones como la anterior han sido tomadas en cuenta por revistas especializadas (Systematic Parasitology), en las cuales es recomendable que la morfometría de los parásitos se realice con organismos sin aplanamiento ya que esto causa

distorsión sin embargo, estudios taxonómicos tradicionales dentro del grupo de los tremátodos se han efectuado y continúan realizándose con material aplanado. Debido a esto se hace necesario que exista un acuerdo entre los especialistas en estandarizar las técnicas de tratamiento de los helmintos para su estudio.

Uno de los mayores problemas que ha enfrentado la taxonomía de helmintos en general, es la gran variabilidad intraespecífica que presentan, la cual ha ocasionado la creación de numerosas especies aparentemente nuevas, a partir de las variantes morfológicas de una misma; ésto probablemente se deba a que muchas de las descripciones originales de las especies se han basado en un número reducido de ejemplares, por lo que no se logró captar su variabilidad, pero principalmente a que por mucho tiempo no se consideró la influencia que ejerce el hospedero sobre el parásito como una fuente importante en la producción de ésta y aún en la actualidad, se desconoce la variabilidad intraespecífica que puedan presentar muchos de ellos; de las especies estudiadas en el presente trabajo, únicamente *Leucochloridium (L.) variae* y *Phagicola angrense* han sido analizadas bajo este punto de vista, habiéndose registrado los rangos de variación que se observan en sus distintas estructuras (Sogandares-Bernal y Lumsden, 1963; Font, et al. 1984; Bakke, 1978 (a)(b) y 1982, lo que ha facilitado su identificación y ha permitido incorporar a las especies descritas equivocadamente como nuevas, como sinónimos de las originales.

Debido a la consideración anterior es importante realizar infecciones experimentales en un hospedero bajo diferentes condiciones biológicas, así como realizar infecciones leves e infecciones masivas para observar la variabilidad del parásito en ambas condiciones; también es importante hacer

consideraciones de la especie, sexo y tamaño los diferentes hospederos, sin embargo, estos estudios deben emplearse con reserva ya que infecciones realizadas por Palmieri (1976) y (1977a y b) con diferentes clases de hospederos definitivos en *Posthodiplostomum minimum*, han mostrado de qué manera se ven modificadas las medidas del cuerpo y órganos, estructuras del tegumento, órganos de fijación y de reproducción, glándulas vitelógenas y huevos dependiendo del grupo de hospedero en el que se desarrollen, ya sean anfibios, reptiles, aves o mamíferos.

En la taxonomía de nemátodos parásitos de animales, se han considerado un mayor número de características, debido a que en general presentan un patrón estructural más complejo; dentro de las estructuras consideradas se encuentran: el tamaño del cuerpo, la estriación cuticular y estructuras cuticulares así como su ornamentación, papilas céfalicas y cervicales (número y disposición), estructuras cuticulares asociadas con la cópula, posición del poro excretor, boca, labios, anfidios, cavidad bucal, faringe, esófago (forma, tamaño y presencia de apéndices o ventriculo), ciego intestinal, válvula esófago-intestinal, aparato reproductor masculino, papilas caudales en los machos (número y disposición), espículas (forma y tamaño), ventosas precloacales y postcloacales, gubernáculo, telamon, alas caudales, aparato reproductor femenino, posición de la vulva, tamaño, forma y estructura de los huevos, entre otras.

Trabajos tendientes al estudio de las diferentes técnicas utilizadas en la fijación, aclaramiento y presevación de nemátodos, han sido llevados a cabo por autores tales como: Hetherington (1922); Berland (1961b); Berland y Kryvi (1976); Fagerholm (1979), Berland (1984), Gibson (1984), Fagerholm y Lovdahl (1984), Durette-Desset (1984), Lichtenfels (1984); Bray (1984) y Pritchard y Kruse (1984) entre otros, quienes

han realizado un gran aporte de diferentes técnicas así como de cantidades y proporciones utilizadas; en la mayoría de sus estudios han corroborado que tanto los fijadores, como aclarantes y preservadores tienen influencia en el tamaño de los nemátodos, por ejemplo Fagerholm (1979) observó que tanto los fijadores (formol caliente 4%, alcohol caliente al 70%) como el lactofenol, tienen repercusiones sobre la longitud de los nemátodos, aumentándola entre un 12% y un 25% y estableció que probablemente la causa principal en el alargamiento se deba a la relajación en la orientación longitudinal de las células musculares somáticas en combinación con el potencial de alargamiento de la cutícula del nemátodo; asimismo también la presión interna ejercida por el líquido pseudocelómico podría ser una causa adicional, por lo que señaló la importancia de indicar en los trabajos realizados con nemátodos, el tipo de fijadores y aclarantes que se utilizaron, cuando las medidas de los ejemplares sean utilizadas para hacer comparaciones taxonómicas entre éstos; posteriormente Fagerholm y Lovdahl (1984) también encontraron que el lactofenol utilizado como agente aclarante para estudios en microscopía de luz, incrementa la longitud corporal de los nemátodos en un rango que va de 17% a 25%, en comparación con la longitud que éstos presentan en vivo y que el glicerol causa contracción en ellos pero que esta no modifica tanto la longitud.

Otro punto importante a considerar, según Berland (1984), es el índice refractario (RI) de los aclarantes, ya que la utilización de glicerol, ácido láctico glacial y lactofenol (con un RI de 1.45) permite el suficiente aclaramiento de estructuras internas y que el xilol, tolueno, creosota y balmos de Canadá (con RI de 1.50) hacen que éstas lleguen a transparentarse demasiado y que su observación no siempre sea posible.

Es notorio que en los trabajos para definir el efecto de fijadores y aclarantes sobre los nemátodos se señala la longitud como el único elemento que se ve alterado por las diferentes técnicas, mientras que con las técnicas seguidas para tremátodos (especialmente el aplanamiento), no solo se modifican el tamaño del parásito y de sus estructuras internas, sino también su forma; sin embargo, existen ventajas en el aplanamiento, ya que permite la observación de estructuras que de acuerdo al grosor del cuerpo no son fácilmente visibles, además es importante destacar que el aplanamiento no altera el número de las estructuras internas, y solo ligeramente su posición ya que los organismos que se aplanan generalmente son acelomados y el parenquima no permite que los órganos se desplacen de manera considerable.

Debido a la amplia variedad de tratamientos aplicados a los helmintos en el pasado, los cuales han ocasionado problemas en su taxonomía y a que las diferentes técnicas empleadas han sido manejadas por años y no han sido sometidas a un estudio comparativo tanto cualitativa como cuantitativamente, se han realizado reuniones (Gibson 1984) tendientes a obtener un grado de estandarización en las distintas técnicas; sin embargo, existen diferencias en opiniones ya que autores como Fagerhol y Lovdahl (1984) y Burt (1984) entre otros, han observado que algunos tratamientos dan mejores resultados en unas especies que en otras, lo que hace más difícil la situación. Por este motivo es de gran importancia la observación de helmintos "in vivo", además de fijarlos con diferentes técnicas y que en el caso de hacer comparaciones taxonomicas entre las distintas especies, se tengan en cuenta las diversas técnicas empleadas, para así poder determinar con seguridad si la variabilidad presente en los ejemplares fue inducida por el procesamiento al que se les sometió o bien si se trata de características propias de la especie.

Por otra parte, la utilización de la Microscopía Electronica de Barrido (MEB) en Helmintología y especialmente en el estudio de nemátodos por el tipo de estructuras que presentan, ha revelado gran utilidad. Muchos estudios morfológicos y taxonómicos han sido ampliamente mejorados por el uso de la MEB y las descripciones que incluyen microfotografías con Microscopía de Barrido se incrementan continuamente. Al igual que en microscopía óptica, en MEB se han llevado acabo diferentes estudios (Fagerholm y Lovdahl, 1984 ; Eisenback, 1986) tendientes a estandarizar la mejor técnica a emplearse para la preparación de helmintos y su posterior observación; dichos estudios han permitido obtener muy buenos resultados, sin embargo, es bien conocido que la fijación y los procesos de deshidratación empleados en la preparación de nemátodos para MEB les producen una considerable contracción; por lo tanto es importante conocer si las medidas de las estructuras se realizaron con material procesado para MEB y estas medidas van a ser usadas para hacer comparaciones taxonómicas. Sin embargo, la MEB realizada en los nemátodos de este estudio resultó de gran utilidad, ya que se ayudó a obtener su identificación mediante la observación precisa de sus principales rasgos de importancia taxonómica.

Pasando a otro punto, el análisis del impacto de las aves sobre la producción pesquera en la zona de estudio, realizada por Córdova (1989) determinó que 14 de las 50 especies de aves asociadas al Centro Piscícola de Teapa incluyen peces en su dieta; de éstas, señalo que seis son ictiófagas estrictas y diez son ictiófagas facultativas y observó que las primeras inciden minimamente sobre la producción del Centro Piscícola, ya que ésta se basa en las las crías de 5 a 8 cm. de largo, las cuales son de talla menor a las que consumen especies como *Phalacrocorax olivaceus* y *Pandion halietus*, cuyas

poblaciones, además son pequeñas. De las 14 especies de aves que depredan a los peces de la estanquería del Centro, pertenecientes a las familias Phalacrocoracidae, Podicipedidae, Anhingidae, Ardeidae, Accipitridae, Alcedinidae, Tyraniidae y Embererizidae, siete son ardeidos, que por lo tanto es el grupo mejor representado y el que mayor impacto tiene sobre las poblaciones de peces, ya que solamente dos de tales especies (*Casmerodius albus* y *Egretta thula*) consumen más del 15% de la producción total anual del centro, mientras que todas las aves depredadoras consumen un 38.25% de dicha producción.

Con respecto a la importancia de las aves como hospederos definitivos de helmintos que utilizan a peces como hospederos intermediarios, es interesante señalar que las aves migratorias asociadas al Centro Piscícola de Teapa, representan el 38% de las aves que frecuentan a dicho centro, por lo que es posible suponer que la transmisión de sus parásitos se pueda dar hacia las aves residentes o más abundantes del mismo y que la dispersión de formas infectivas se esté dando en la estanquería del Centro Piscícola, contribuyendo así a que el ciclo de vida de ciertos parásitos se mantenga en la misma Piscifactoría y lugares aledaños a los que lleguen a concurrir esas aves.

Por último es importante señalar que algunos peces actúan como hospederos intermediarios de varios parásitos de aves, como *Phagicola angrense*, *Contraeaecum multipapillatum* y *Contraeaecum rudolphii* lo que puede producir graves daños en los cultivos de dicho recurso, ya que las condiciones en que éste se realiza, favorecen la aparición de epizootias cuyo efecto en las poblaciones de peces y por tanto en su producción, es detrimental.

8.0 BIBLIOGRAFIA CITADA

- AGUIRRE, M. M. L. 1989. Algunas metacercarias que parasitan a *Cichlasoma urophthalmus* en diferentes localidades del sureste de México. Tesis Profesional. Fac. Ciencias. U.N.A.M. México. 120pp.
- ALENCASTER, Y. G. 1948. Estudio monográfico de nemátodos parásitos de las aves de México. Tesis Profesional Fac. Ciencias U.N.A.M. México. 58pp.
- ALEGRET, M. J. 1941. Contribución al conocimiento de los vermes parásitos de *Phalacrocorax auritus floridanus*. M. Sci. Thesis. University of Havana. Havana, Cuba.
- AMERICAN ORNITHOLOGIST' UNION, 1983. Check-list of North American Birds. The species of Birds of North America from the Arctic through Panama, including the West Indies and Hawaiian Islands. 6th. ed.
- ANDERSON, R. C., A. G. CHABAUD and S. WILLMOT. (Eds.) 1974-1983. CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, England.
- BABERO, B. B. 1953. Studies on the helminth fauna of Alaska XVI. A survey of the helminth parasites of ptarmigan (*Lagopus spp.*). J. Parasitol. 39: 538-546.
- BAKKE, T. A. 1978a. Intraespecific variation of adult *Leucochloridium* sp. (Digenea) from natural and experimental infections. Can. J. Zool. 56: 94-102.
- BAKKE, T. A. 1978b. Taxonomy, digeneans and the morphological species concept. Proc. 4th. Int. Congr. Parasitol., Warszawa, 1978, Sect. B: 25.
- BAKKE, T. A. 1982. The morphology and taxonomy of *Leucochloridium* (*L.*) *variae* McIntosh (Digenea, Leucochloridiidae) from the Neartic as revealed by light and scanning electron microscopy. Zool. Scr. 11 (2):87-100.
- BAKKE, T. A. 1980. A revision of the family Leucochloridiidae Poche (Digenea) and studies on the morphology of *Leucochloridium paradoxum* Carus, 1835. Syst. Parasitol. 1 (3/4): 189-202.
- BAKKE, T. A. 1988a. Morphology of adult *Phyllodistomum umblae* (Fabricius) (Platyhelminthes, Gorgoderidae): the effect of preparation, killing and fixation procedures. Zool. Scr. 17 (1): 1-13.
- BAKKE, T. A. 1988b. Abnormalities in adult digeneans, with special reference to *Phyllodistomum umblae* (Fabricius) (Platyhelminthes, Gorgoderidae). Zool. Scr. 17 (2): 123-134.
- BARKER, F. D. 1911. The trematode genus *Opistorchis*. Arch. Parasitol. 14: 513-561.
- BARUS, V. 1966. Nemátodos parásitos de aves en Cuba. Parte I. Poeyana. Inst. Biol. Habana. Ser. A (22):1-24.
- BARUS, V. and G. MAJUMDAR. 1975. Scanning electron microscopic studies on the cordon structures of seven Acuariid genera (Nematoda: Acuariidae). Fol. Parasitol. (Praha) 22: 125-131.

- BAYLIS, H. A. 1920. On the classification of the Ascarididae. I. The systematic value of certain characters of the alimentary canal. Parasitology, 12: 253-254.
- BERLAND, 1961. Use of glacial acetic acid for killing parasitic nematodes for collection purposes. Nature 191: 1320-1321.
- BERLAND, B. 1984. Basic techniques involved in helminth preservation. Syst. Parasitol. 6: 242-245.
- BERLAND, B. and H. KRYVI. 1976. The effect of potential dehydrant glacial acetic and upon well-fixed tissues. Mikroskopie, 32: 90-95.
- BOYD, E. M. and A. E. FRY. 1971. Metazoan parasites of the Eastern belted kingfisher, *Megaceryle alcyon alcyon*. J. Parasitol. 57 (1):150-156.
- BRAVO-HOLLIS, M. 1939. *Contracecum caballeroi* n. sp. (Nematoda: Heterocheilidae) parásito de *Anhinga anhinga*. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. 10 (3/4): 293-296.
- BRAVO-HOLLIS, M. 1947. Dos especies de *Clinostomum* (Trematoda) de aves procedentes de Nuevo León, México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. 9: 151-163.
- BRAY, R. A. 1984. The curation of helminths at the British Museum (Natural History). Syst. Parasitol. 6: 251-253.
- BROGLEZ, J. 1982. *Cryptocotyle concavum* (Creplin, 1825) Trematoda, Heterophyidae Odnernr, 1914, pri pticah v Jugoslaviji. Zbornik biotehnske fakultete univerze Ediora Kardilar Ljubljani. Veterinarstvo 19 (2):239-245.
- BURT, M. D. B. 1984. Problems with tense tapeworms. Syst. Parasitol. 6: 249.
- BURTON, P. 1958. A review of the taxonomy of the Trematode genera *Ascocotyle* (Loosa) and *Phagicola* (Faust) of the Family Heterophyidae. Proc. Helmintol. Soc. Wash. 25 (2):117-122.
- CABALLERO y C., E. 1935. Contribución al conocimiento de los nemátodos de las aves de México I. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. 6: 293-296.
- CABALLERO y C., E. 1948. Nemátodos de las aves de México. X. Algunos nemátodos de las aves del estado de Nuevo León. Rev. Soc. Mex. Hist. Nat. 9: 263-268.
- CABALLERO y C., E. y D. PEREGRINA. 1938. Contribución al conocimiento de los nemátodos de las aves de México. VII. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. 9: 151-163.
- CABALLERO y C., E y B. L. FLORES. 1948. Parasitismo de *Streptoceryle torquata torquata* por *Cathaemasia reticulata* (Wright, 1879) Harword, 1936. (Trematoda: Echinostomatidae). An. Esc. Nac. Cienc. Biol. México 5: 223-227.
- CABALLERO y C., E y B. L. FLORES. 1952. Presencia de *Cyclocoelum mutabili* (Zeder, 1800) Stossich, 1902 en aves acuáticas de México. Rev. Iber. Parasitol. (Granada) 12 (3):297-300.

- CABALLERO y C., E., R. G. GROCOTT y D. ZERECERO. 1952. Helminths of the República de Panamá IV. Redescrípción de algunas formas de tremátodos ya conocidas y descripción de una nueva especie de *Amphimerus*. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. 23: 181-201.
- CABALLERO y C., E y C. DIAZ-UNGRIA. 1958. Intento de un catálogo de los tremátodos digéneos registrados en territorio venezolano. Mem. Soc. Cienc. Nat. La Salle 18 (49): 19-36.
- CABALLERO y C., E., F. MONTERO y G. CABALLERO 1963. Una nueva especie de Opisthorchido (Trematoda: Digenea) párasito del páncreas de un marsupial. An. Esc. Nal. Cienc. Biol. México. 12 (1-4):79-84.
- CABALLERO, D. J. 1960. Estudio monográfico de algunos nemátodos párasitos de vertebrados de México. Tesis Profesional Fac. Ciencias U.N.A.M. México. 107pp.
- CABALLERO, R. G. 1982. Nematoda (Zooparasitic forms) In: Hurlbert, S. H. y Villalobos, F. A. Aquatic Biota of México, Central America and the West Indies. 529pp.
- CAPOOR, V. N., V. C. SRIVASTAVA and A. S. CHAUHAN 1975. In: Tiwari, K. K. y Srivastava, V. C. Commemoration Chauhan, A. S. Orissa, India. Zool. Soc. India: 373-376.
- CHABAUD, A. G. and A. J. PETER. 1959. Essai de classification des nematodes Acuariidae. Ann. Parasitol. Hum. Comp. 34 (3):331-349.
- CHABAUD, A. G. 1975. Keys to the genera of the order Spirurida. Part 2. Spiruroidea, Habronematoidea and Acuaridae. In: Anderson, R. C., Chabaud, A. G. and Willmott, S. CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates 3. Commonwealth Agricultural Bureaux England.
- CHANDLER, A. C. 1941. Helminths of muskrats southeast Texas. J. Parasitol. 27: 175-181.
- CHITWOD, B. G and WEHR, E. E. 1934. The value of cephalic structure as characters in nematode classification, with special reference to the superfamily Spiruroidea. Z. Parasitenk. 7: 273-335.
- COIL, W. H. 1955a. *Infula macrophallus* sp. nov., a dioecious cestode parasitic in the black-necked stilt, *Himantopus mexicanus*. J. Parasitol. 41 (3): 291-294.
- COIL, W. H. 1955b. *Parvitaenia cochlearii* sp. nov., (Cestoda: Dilepididae), a new tapeworm parasitic in the boat-billet heron *Cochlearius cochlearius*. Proc. Helminthol. Soc. Washington 22 (2):66-68.
- COIL, W. H. 1955c. *Oligorchis cyanocitti* sp. nov., A hymenolepidid cestode parasitic in the steller jay, *Cyanocitti stelleri*. Proc. Helm. Soc. Washington. 22 (2):112-114.
- COIL, W. H. 1956. Two new hymenolepidid cestodes from mexican, birds with observations on *Hymenolepis crocethiae* Webster, 1947. J. Parasitol. 42 (6):584-587.

- CONROY, G. and PEREZ, K. 1985. A report on the experimental infection of a smooth-headed capuchin monkey (*Cebus apella*) with metacercariae of *Phagicola longa* obtained from silver mullet (*Mugil curema*) viscera. Riv. It. Piscic. Ittiop. 20 (4): 140-155.
- CONROY, G. A. 1986. Investigaciones sobre fagicolosis en lisas (*Mugilidae*) de aguas americanas. I. Estudios taxonomicos de *Phagicola* sp. (Trematoda: Heterophyidae) en mugilidos sudamericanos. Rev. Iber. Parasitol. 46 (1):39-46.
- CORDOVA, G. E. 1989. Contribución al conocimiento de las aves asociadas a la piscifactoría "José N. Ravirosa" en el municipio de Teapa Tabasco" Tesis Profesional de Licenciatura UJAT. Unidad Sierra Div. de Ciencias Básicas (Biología) 44pp.
- CORREA GOMES, D. and H. OLIVEIRA-RODRIGUES. 1981. Trematoda parasitic stages in HURLBERT, S. H., RODRIGUEZ and SANTOS, N. D. eds. Aquatic Biota of Tropical South America. Part. 2: Anarthropoda, San Diego State University, San Diego California xi + 298pp (116-128).
- COURTNEY, H. C and J. F. FORRESTER. 1974. Helminth parasites of the brown pelican in Florida and Louisiana. Proc. Helminthol. Soc. Washington 41 (1):89-93.
- DEARDORFF, T. L. and R. M. OVERSTREET. 1980. *Contracaecum multipapillatum* (=C. *robustum*) from fishes and birds in the northern Gulf of Mexico. J. Parasitol. 66 (5): 853-856.
- DIAZ-UNGRIA, C. and J. TUR. 1957. Dos céstodos de aves venezolanas. Bol. Ven. Lab. Clin. 2 (3-4):151-159.
- DIAZ-UNGRIA, C. 1967. Helminthos de Venezuela Barquisimeto. Catalogue of the parasitic helminths of the Venezuela arranged by genera and with and index to host. 79pp.
- DUBOIS, G. 1985. Quelques Strigeoidea (Trematoda) récoltés chez des oiseaux du Paraguay par la Mission Claude Weber, automne 1983, do Muséum d' Histoire naturelle de Genève. Rev. Suisse. Zool. 95 (3):641-648.
- DUBOIS, G. 1988. Quelques Strigeoidea (trematoda) récoltés au Paraguay par les expéditions du Muséum d' Hisire naturelle de Genève, au cours des années 1979, 1982 et 1985. Rev. Suisse. Zool. 95 (2):521-532.
- DURETTE-DESSET, M. c. 1984. Techniques de récolcte, de fixation et de conservation des Nématodes parasites de Verébrés. Syst. Parasitol. 6: 248.
- EISENBACH, J. D. 1986. A comparasion of techniques useful for preparing nematodes for scanning electron microscopy. J. Nematol. 18 (4):479-487
- ELEY, T. J. 1976. Helminth parasites in American coots from the Lower Colorado River. Cal. Fish Game 62 (2):156-157.
- FAGERHOLM, H. P. 1979. Nematode length and preservatives, with a method for determining the length of live specimens. J. Parasitol. 65 (2):334-335.
- FAGERHOLM, H. P. and M. LOVDAHL. 1984. Induced morphometric variation in the preparation of nematode parasites for the LM and SEM. Syst. Parasitol. 6: 245-247.

- FARIAS, J. D. and A. G. CANARIAS. 1986. Gastrointestinal helminths of Mexican duck, *Anas platyrhynchos diazi* Ridgway, from north central Mexico and southwestern United States. J. Wildl. Dis. 22 (1):51-54.
- FERNANDES, B. M. M. 1970. Nova espécie do género *Leucochloridium* Carus, 1835 (Trematoda, Leucochloridiidae). Atas. Soc. Biol. Rio de Janeiro. 14 (1-2):7-8.
- FAUST, E. C. 1920. Notes on trematodes from The Philippines. Phil. J. Sci. 17: 627-633.
- FAUST, E. C. and M. NISHIGORI. 1926. The life cycles of two new species of Heterophyidae. Parasitic in mammals and birds. J. Parasitol. 13 (2):91-128.
- FERNANDES, B. M. M. 1970. Nova espécie do genero *Leucochloridium* Carus, 1835 (Trematoda, Leucochloridiidae). Atas Soc. Biol. Rio de Janeiro 14 (1-2):7-8.
- FITSCHAL, J. H. and P. NASIR. 1974. Some digenetic trematodes of birds and mammal from Venezuela. Proc. Helminthol. Soc. Washington. 41 (2):178-183.
- FLORES-BARROETA, L. 1955. Céstodos de Vertebrados II. Rev. Iber. Parasitol. 25: 115-134.
- FLORES-BARROETA, L. 1957. Nemátodos de aves y mamíferos. Rev Iber. Parasitol. 27 (3): 277-297.
- FLORES-BARROETA, L y E. HIDALGO. 1960. Cestodos de vertebrados VII. In: Libro Homenaje al Dr. Eduardo Caballero y Caballero. SEP-IPN. México: 356-376.
- FONT, W. F., R. M. OVERSTREET and R. W. HEARD. 1984. Taxonomy and biology of *Phagicola nana* (Digenea: Heterophyidae). Trans. Amer. Microsc. Soc. 103 (4): 408-422.
- FORBUSH, E. H and J. B. MAY. 1965. A natural history of american birds of Eastern and Central-North America. Ed. Bramhall House. New York. 552pp.
- FOSTER, O. A. 1939. Some helminths of the woolly opossum in Panama. Trans. Am. Microsc. Soc 58 (2):185-198.
- GARCIA, E. 1971. Carta de climas; Villahermosa; Esc. 1:1'000,000. Dir. Gral. de Geografía del territorio Nacional; S.P.P.
- GEORGI, M. E., CARLISLE, M. S. and SMILEY, L. E. 1986. Giardiasis in a great blue heron (*Ardea herodias*) in New York State: another potential source of waterborne giardiasis. Am. J. Epidemiol. 123 (5):916-917.
- GIBSON, G. G. 1972. *Sciadocra denticulata* n. sp. (Acuariidae) from *Actitis macularia* (L.) and other nematodes from spotted sandpiper and black-bellied plover. Can. J. Zool. 50: 131-136.
- GIBSON, D .I. 1984. Technology as applied to museum collections: the collection, fixation and conservation of helminths. Syst. Parasitol. 6: 241.
- GILBERT, L. 1930. Nematode fauna of birds of the westren part of the USSR. Izv. Nauk. Somolensk. Gos. Univ. Estest 6: 91-11.
- GOWER, W. C. 1939. A new trematode from the loon, *Gavia immer*, and its relationship to *Haematotrophus fodiens* Linton, 1928. Proc. U.S Nat. Mus. 87: 139-143.

- GREVE, J. H. and GRAMAH, D. L. 1980. Heartworm (*Chinesocerca tonkinensis*) in a wild great blue heron (*Ardea herodias*) in Iowa. Proc. Helminthol. Soc. Washington 47 (2):269.
- GROSCHAF, J. y SITKO J. 1970. *Leucochloridium papillocirriatum* n. sp. (Trematoda: Leucochloriidae) in *Rallus aquaticus* Linn. Vestnik Cs. Spool. Zool. (Acta Soc. Zool. Behemoslov) 34 (1):18-21.
- GUTIERREZ, R. O. 1943. Sobre la morfología de una nueva especie de "Contraecum" (Nematoda, Ascaridoidea). Rev. Brasil. Biol. 3 (2):159-172.
- HANSON, P. H. and G. O. W. KRUSE. 1984. Making the best of things: reclaiming specimens. Syst. Parasitol. 6: 253-254.
- HARTWICH, G. 1954. Die Vorderarmstrukturen des excretions system sowie der Kopfbau der Ascariden und ihre taxonomische Bedeutung. 2. Marthin Luther Univ. Halle. Wittenb., Math. Nat. 3: 1171-1212.
- HARTWICH, G. 1964. Revision der vogelparasitischen nematoden mitteleuropas II. Die Gattung *Contraecum* Raillet and Henry, 1912 (Ascaridoidea). Mitt. Zool. Mus. Berlin Bd. 40: 15-53.
- HETHERINGTON, D. C. 1922. Some new methods in Nematode technique. J. Parasitol. 9: 102-104.
- HUIZINGA, H. W. 1966. Studies on the life cycle and development of *Contraecum spiculigerum* (Rudolphi, 1809) (Ascaridoidea: Heterocheilidae) from marine piscivorous birds. J. Elisha Mit. Sci. Soc. 82 (2):181-195.
- HUIZINGA, H. W. 1967. The life cycle of *Contraecum multipapillatum* (Von Drasche, 1882) Lucker, 1941 (Nematoda: Heterocheilidae). J. Parasitol. 53 (2):368-371.
- HUIZINGA, H. W. 1971. Contraecias in Pelacaniform Birds. J. Wildl. Dis. 7: 198-204.
- HUTTON, R. F. and F. SOGANDARES-BERNAL. 1958. Variation in the number of oral spines of *Phagicola longicollis* Kuntz and Chandler, 1956, and descriptions of *P.inglei* n. sp. (Trematoda: Heterophyidae). J. Parasitol. 44 (6):627-632.
- HUTTON, R. F. and F. SOGANDARES-BERNAL. 1959. Further notes on Trematoda encysted in Florida mullets. Q. J. Fla. Acad. Sci. 21: 239-334.
- JIMENEZ, G. M. I. 1990. Helmintofauna de la "mojarra" *Cichlasoma fenestratum* (pisces: Cichlidae) del lago de Catemaco, Ver, México. Tesis Profesional Fac. Ciencias U.N.A.M México. 84 pp.
- JOHNSTON, T. H. and P. M. MAWSON. 1942. Nematodes from Australian albatrosses and petrels. Trans. Roy. Soc. South. Australia 66 (1): 66-70.
- KAGAN, I. G. 1952. Revision of the subfamily Leucochloridiinae Poche, 1907 (Trematoda: Brachylaemidae). Am. Midl. Nat. 48 (2):257-301.

- KOHN, A., M. M. B. FERNANDES., R. HAGALHAES-PINTO and A. MELLO. 1981. *Maritrempopsis mariettavogeeae* sp. n. (Trematoda, Microphallidae) parasites of *Nectomys squamipes* (Rodentia) in Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 76 (4): 393-396.
- KREIS, H. A. 1952. Beiträge zur Kenntnis parasitischer nematoden X. Parasitische Nematoden aus der Umgebung der Färöer. Vidensk. Medd. Dansk. Naturh. Foren. 114: 251-330.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. y M. R. BRENES. 1984. Descripción de una especie nueva de *Amphimerus* Barker, 1911 (Trematoda: Opistorchiidae) de Costa Rica. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México Ser. Zool. (1): 13-21.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. and C. B. JAIMES. 1986. Trematoda (Zooparasitic forms). In Hurlbert, S. H. y Villalobos-Figueroa, A. Aquatic Biota of México, Central America and the West Indies.: 73-78.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. y G. PEREZ-PONCE DE LEON. 1987. Tremátodos de aves II. Redescripción de algunos tremátodos de aves de Teapa, Tabasco y algunas consideraciones sobre sus ciclos biológicos. Programa y Resúmenes. IX Congreso Nal. Zool. Villahermosa, Tabasco, México. Octubre 1987. Resumen. No. 183.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. y G. PEREZ-PONCE DE LEON. 1989. Tremátodos de Aves II. Descripción de una nueva especie del género *Drephanocephalus* Dietz, 1909. (Trematoda: Echinostomatidae) de *Phalacrocorax olivaceus* en Teapa, Tabasco. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México. 59 Ser. Zool., (1):15-20.
- LARIOS, I. 1942. Dos especies del género *Prosthogonimus* encontrados en los oviductos de aves Anseriformes de México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México. 13 (1):11-121.
- LARIOS, I. 1944. Descripción de un céstodo del género *Hymenolepis* encontrado en los patos silvestres del Lago de Texcoco, México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México. 15 (1):73-78.
- LARIOS, I. 1943. Dos especies de tremátodos encontrados en el aparato digestivo de aves acáticas migratorias. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. XIV: 499-506.
- LaRUE, G. R. 1957. The classification of Digenetic Trematoda: A Review and a New System. Exper. Parasitol. 6 (3): 306-349.
- LENT, H y J. F. TEXEIRA DE FREITAS. 1948. Uma colecao de Nematódeos parasitos de vertebrados do Museum de Historia Natural de Montevideo. Mem. Inst. Oswaldo Cruz Rio de Janeiro 46 (1): 1-71.
- LEWIS, P. D., Jr. 1974. Helminths of terrestrial molluscs in Nebraska II. Life cycle of *Leucochloridium variaie* McIntosh, 1932 (Digenea: Leucochloridiidae). J. Parasitol. 60 (2): 251-255.
- LICHTENFELS, J. R. 1984. Methods for conserving, storing and studying helminths in the U.S Natinal parasite collection. Syst. Prasitol. 6 (4): 249.

- LINCICOME, D. R. 1943. Observations on the adult of *Arhythmorhynchus duocinctus* Chandler, 1935. (Polymorphidae, Acanthocephala). Trans. Am. Microsc. Soc. 62 (1):69-71.
- LO, C. F., F. HUBER and G. H. KOU. 1981. Studies on *Clinostomum complanatum* (Rud, 1819). Fish Pathol. 15 (3/4):219-227.
- LUCKER, J. T. 1941. A redescription of *Contracaecum multipapillatum* (Von Drasche, 1882) (Nematoda: Anisakinae). J. Parasitol. 27 (6): 505-512.
- LUMSDEN, D. R. and A. J. ZISCHKE. 1963. Studies on the trematodes of Louisiana Birds. Z. Parasitenk. 22: 316-366.
- LUTZ, A. 1928. Estudios de Zoologia y Parasitologia Venezolana. A. Lutz. ed., Rio de Janeiro. 133pp.
- MARTIN, W. E. 1951. *Pygidiopsoides spindalis* n. gen. n. sp. (Heterophyidae: Trematoda) and its second intermediate host. J. Parasitol. 37: 297-300.
- MARTIN, W. E. 1953. Redescription of *Phagicola lageniformes* Chandler (Trematoda: Heterophyidae) and observations on part of its life cycle. Thapar Comm. Volume (India): 201-208
- MAWSON, P. M. 1953. Parasitic nematoda. Collected by the Australian National Antartatic research expedition: Heard island and Macquarie island, 1948-1951. Parasitology. 43: 291-297.
- MCINTOSH, A. 1927. Notes on the genus *Leucochloridium* Carus (Trematoda). Parasitology 19: 353-364.
- MCINTOSH, A. 1932. Some new species of trematode worms of the genus *Leucochloridium* Carus, 1835, parasitic in birds from Northern Michigan, with a key and notes on the other species of genus. J. Parasitol. 14 (1): 33-53.
- MEASURES, L. 1988. Revision of the genus *Eustrongyloides* Jägerskiöld, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) of piscivorous birds. Can. J. Zool. 66 (4):885-895.
- MILLER, G. C and R. HARKEMA. 1962. Studies on helminths of North Carolina vertebrates II. *Ascocotyle ampullacea* sp. n. (Trematoda: Heterophyidae) from raccon. J. Parasitol. 48 (5):427-428.
- MOZGOVOI, A. A. 1953. Ascaridata of animals and man and diseases caused by them. II. Osnovy nematodologii II Moskva [In Russian].
- MOZGOVOI, A. A. 1968. Ascaridata of animals and man and the diseases caused by them. part I. Essentials of Nematology. Vol. II. Academician K. I. Skrjabin.
- MOZGOVOI, A. A., V. I. SHAKHMALOVA and M. R. SEMENOVA. 1965. On their study of the life cycle of *Contracaecum spiculigerum* (Ascaridata: Anisakidae) nematodes of waterfowl (Kizucheniiu tsikla razvitiia *Contracaecum spiculigerum* (Ascaridata: Anisakidae) nematody vodoplaivaiushchikh ptits. Materialykh Naucnoi Konferentsii Vesesoiaznogo Obshchestva Gel'mintologov. Vol. 4, USSR: 169-174.

- MOZGOVOI, A. A., SHAKHMATOVA, V. I. and M. R. SEMENOVA. 1968. Life cycle of *Contracaecum spiculigerum* (Ascaridata: Anisakidae) a parasite of domestic and economically important birds. Trudy Gel'mint. Lab. 19: 129-136.
- MULLER, J. F. 1941. Some parasites newly recorder from the ruffed grouse, *Bonasa umbellus*, in the United States. Proc. Helminth. Soc. Washington 8 (1):14-15.
- NASIR, P and H. MARVAL. 1968. Two avian trematodes *Drepanocephalus olivaceus* n. sp. and *Galactosoma puffini* Yamaguti, 1941 from Venezuela. Acta Biol. Ven. 6 (2):71-75.
- NASIR, P and M. T. DIAZ. 1972. Avian flukes of Venezuela. Riv. Paras. 33 (4): 245-276.276.
- NASSI, H. and C. BAYSSADE-DAFOUR. 1980. Life cycle of *Clinostomum golvani* n. sp. (Trematoda: Clinostomidae) a larval parasite of *Biomphalaria glabrata*, the snail vector of *Schistosoma mansoni* in Guadeloupe. Ann. Parasit. Hum. Comp. 55 (5):527-540.
- NATIONAL WILDLIFE HEALTH CENTRE QUATERLOY MORTALITY REPORT (April-June). 1987. Wildl. Dis. Newsletter. 1987. 23: (4(suppl.)) 2pp.
- NEGRAO DE SOUSA, F. S. R. 1967. Sobre uma nova espécie do genero *Amphimerus* Barker, 1911 (Trematoda, Opisthorchiidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz Rio de Janeiro. 65 (1): 33-35.
- NUÑEZ, 1967. In: Correa-Gomes, D. and H. Oliveira-Rodrigues, 1981. Trematoda and parasitic stages in HURLBERT, S. H., RODRIGUEZ and SANTOS, N. D. eds. Aquatic Biota of Tropical South America, Part. 2: *Anarthropoda*, San Diego State University, San Diego California xi + 298pp (116-128).
- OSCHE, 1955. "Bau, Entwicklung und systematische Bedeutung der cordons der Acuariidae (Nematoda) am Beispiel von *Stammerinema soricis*. (Tiner, 1951) gen. nov. ". Z. Parasitenkd. 17: 73-92.
- OSTROWSKI DE NUÑEZ, M. 1974. Estudio sobre estados larvales de tremátodos digeneos de peces Cyprinodontiformes. Physis. B 33 (86):45-61.
- OSTROWSKI DE NUÑEZ, M. 1976. Studies on the freshwater fauna of Argentina VI. Cercaria of ascocotyle (*Ascocotyle*) *teuinicollis* Price, 1935 and *Pygidiopsis pindoramensis* Travassos, 1929 (Trematoda, Heterophyidae). Phys. Buenos Aires. B. 35 (90):51-57.
- OSTROWSKI DE NUÑEZ, M. 1982. Life histories of *Diplostomum* (*Austrodiplostomum*) *compactum* (Lutz, 1928) Dubois, 1970 and *D. (A.) mordax* (Szidat and Nani, 1951 n. comb., in South America). Zool. Anz. 208 (5/6):393-404.
- PALMER, R. G. 1962. Hand-Book of of North American Birds. Vol. I. Yale Univ. Press. New Haven Comm.
- PALMIERI, J. R. 1976. Host-induced morphological variations in the strigeoid trematode *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomatidae). II. Body measurerent and the tegument modifications. The Great. Basin. Natur. 34 (2):129-137.

- PALMIERI, J. R. 1977a. Host-induced morphological variations in the strigeoid trematode *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomatidae). III Organs of attachment. The Great Basin. Natur. 37 (3):375-383.
- PALMIERI, J. R. 1977b. Host-induced morphological variations in the strigeoid trematode *Posthodiplostomum minimum* (Trematoda: Diplostomatidae). IV. Organs of reproduction (ovari and testes), vitelline glands and eggs. The Great Basin. Natur. 37 (4):481-487.
- PEREZ-VIGUERAS, I. 1942. Notas helmintológicas. *Strongyloides cubaensis* n. sp. (Nematoda) parásito del intestino de *Butorides maculatus* (Bood). Univ. Habana 42: 193-223.
- PEREZ-VIGUERAS, I. 1960. Notas sobre algunos cestodos encontrados en Cuba. pp:377-397. In: Libro Homenaje al Dr. Eduardo Caballero y Caballero. SEP-IPN. México.
- PETROCHENKO, V. I. 1956. Acanthocephala of domestic and wild animals. Vol. I. Akad. Nauk. SSSR. Moscow Transl. Israel Program for Scientific Transl., Jerusalem, 1971. 465pp.
- PINEDA-LOPEZ, R., et al. 1985. Estudio del control sanitario de la Piscifactoria Benito Juárez y en los vasos de las presas "La Angostura" y "Malpaso". Chiapas. (MEMORIA). Dir. Gral. de Acuicultura. SEPESCA. México. 309pp.
- PRICE, E. W. 1933a. On the genus *Phagicola* Faust, 1920. J. Parasitol. 19: 88-89.
- PRICE, E. W. 1933b. Some new trematodes of the family Heterophyidae. J. Parasitol. 19 (2): 166-167.
- PRICE, W. E. 1934. What is *Ascocotyle plana* Linton?. J. Parasitol. 20 (2):110-111.
- PRICE, E. W. 1935. Descriptions of some heterophyid trematodes of the subfamily Centrocestinae. Proc. Helminthol. Soc. Washington 2: 70-73.
- PRICE, E. W. 1936. A new heterophyid trematode of the genus *Ascocotyle* (Centrocestinae). Helminth. Soc. 1 (3):31-32.
- PRITCHARD, M. H. and G. O. W. KRUSE. 1982. The collection and preservation of animal parasites. Lincoln, Nebraska and London, University of Nebraska and London. University of Nebraska Press, 141pp.
- RAILLET, A and A. HE NRY, A. 1912. Quelques nemátodes parasites des reptiles. Bull. Soc. Path. Exot. 5: 251-259.
- RAMOS, R. P. 1989. Estudio taxonómico de algunos Tremátodos de vertebrados de la presa Presidente Miguel Alemán en Temazcal, Oaxaca, México. Tesis Profesional Fac. Ciencias U.N.A.M. México. 112 pp.
- RANSOM, B. H. 1920. Synopsis of the trematode Family Heterophyidae with descriptions of a new genus and five new species. Proc. U.S. Nat. Mus. 57: 527-573.
- RIETSCHEL, G. and B. WERDING. 1978. Trematodes of birds from northern Columbia. Z. Parasitenkd. 57: 57-82.
- RODRIGUEZ, M. J. D., L. F. GOMEZ-LINCE and C. J. A. MONTALVAN. 1949. El *Opistorchis guayaquilensis* (una nueva especie de *Opistorchis* encontrada en el Ecuador). Rev. Ecuat. Hig. Med. Trop. 6 (1-4): 11-24.

- RYSAVY, B. and J. B. MACKO. 1971. Bird cestodes of Cuba I. Cestodes of birds of the orders Podicipediformes, Pelecaniformes and Ciconiiformes. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México, 42 Ser. Zool., (1): 1-28.
- RZEDOWSKI, J. 1978. Vegetación de México Ed. Limusa. México 432 pp.
- SALGADO-MALDONADO, G. 1980. Acantocéfalos de aves I. Sobre la morfología de *Arhythmorhynchus brevis* Van Clave, 1916 (Acanthocephala: Polymorphidae). An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. México 51 Ser. Zool., (1):85-94.
- SARASHINA, T., H. TANIYAMA and J. YAMADA. 1987. A case of *Contracaecum spiculigerum* (Ascaridoidea: Anisakinae) infection in a cormorant (*Phalacrocorax carbo*). Jap. J. Vet. Sci. 49 (1): 15-21.
- SCHMIDT, G. D. and K. A. NEILAND. 1971. Helminth fauna of Nicaragua IV. *Sacciuterina mathevossiani* sp. n. (Dilepididae), and other cestodes of birds. Parasitology, 62: 145-149. 49.
- SCHMIDT, G. D and COURTNEY, 1973. *Parvitaenia heardi* sp. n. (Cestoda, Dilepididae) from the great blue heron, *Ardea herodias*, in South Carolina. J. Parasitol. 59 (5):821-823.
- SEURAT, L. G. 1920. Sure une filaire du heron cendre. Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. 11:142.
- SHOOP, W. L and K. C. CORKUM. 1982. Additional trematodes of mammals in Louisiana with a compilation of an trematodes reported from wild and domestic mammals in the state Tulane Studies in Zoology and Botany. 23 (2):109-122.
- SINGH, S. N. 1948. Studies on the helminth parasites of birds in Hyderabad State. Nematoda I. J. Helminthol. 12 (2):77-92.
- SKRJABIN, K. I. 1949. Keys to parasitic Nematodes. Vol. I. Spirurata and Filariata. (Translations Israel Program for Scientific Translations, 1968).
- SOBOLEV, A. A. 1943. Revision of the family Acuaridae (Nematoda) Seurat, 1913 with description of the new subfamily Echinuriinae subf. and a new genus *Skrjabinoclava* n. g. Gork. Gos. Skh. Inat. 4: 285-302.
- SOGANDARES-BERNAL, F and BRIDGMAN, 1960. Three Ascocotyle complex trematodes (Heterophyidea) encysted in fishes from Louisiana, including the description of a new genus. Tulane Stud. Zool. 8: 31-39.
- SOGANDARES-BERNAL, F and R. D. LUMSDEN. 1963. The generic status of the heterophyid trematodes of the Ascocotyle complex, including notes on the systematics and biology of *Ascocotyle angrense* Travassos, 1916. J. Parasitol. 49 (2): 264-274.
- SOLEIM, Q. 1984. A synopsis of the genera *Thynnascaris* and *Contracaecum* (Nematoda, Ascaridoidea) with an emendation of the generic definitions. Acta Paras. Polonica. 22 (2): 85-96.
- SRIVASTAVA, H. D. 1935. Studies on the family Heterophyidae Odhner, 1914. Proc. Acad. Sci. India 4 (3):269-278.

- STUNKARD, H. W and C. B. HAVILAND. 1924. Trematodes from the rat. Am. Mus. Nov. 126: 1-10.
- STUNKARD, H. W. and J. R. UZMANN. 1955. The killifish *Fundulus heteroclitus*, second intermediate host of the trematode, *Ascocotyle (Phagicola) diminuta*. Biol. Bull. 109 (3): 475-483.
- SZIDAT, L. and A. NANI, 1951. Diplostomiasis cerebrialis del pejerrey. Una grave epizootia que afecta a la economía nacional producida por larvas de tremátodos que destruyen el cerebro del los pejerreyes. Rev. Inst. Nac. Invest. Mus. Argentina. Cienc. Nat. (Zool). 1: 323-384.
- TEXEIRA DE FREITAS, J. F. 1933. Nouvelles especes du genre *Capillaria* Zeder, 1800. C. R. Soc. Biol. Paris 114 (38):1195-1197.
- TEXEIRA DE FREITAS, J. F. and J. LINS DE ALMEIDA. 1935. Nematoda Capillariinae parasites de esophago e papo de aves. Mem. Inst. Biol. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro. 30 (2):123-156.
- THATCHER, V. E. 1970. The genus *Amphimerus* Baker, 1911 (Trematoda Opistorchiidae) in Columbia with the description of a new species. Proc. Helm. Soc. Wash. 37 (2):207-211.
- THATCHER, V. E. 1973. *Amphimerus vallecaucensis* nom. a replacement for *A. minimus* Thatcher, 1970. (Trematoda: Opistorchiidae) preoccupied. Proc. Helm. Soc. Whashington 40 (2):293.
- THOMAS, L. J. 1937a. On the life cycle of *Contraecaecum spiculigerum* (Rud.). J. Parasitol. 23: 429-431.
- THOMAS, L. J. 1937b. Further studies on the life cycle of *Contraecaecum spiculigerum*. J. Parasitol. 23: 572.
- TORRES, P., L. FIGUEROA., A. SALDIVIA and J. BARRIENTOS. 1982. Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from Valdivia River, Chile. J. Parasitol. 68 (6):1157.
- TORRES, P., V. SIERPE and R. SCHLATTER. 1983. Occurrence of *Contraecaecum rudolphii* in new hosts in Chile. Z. Parasitenkd. 69 (3):397-399.
- TRAVASSOS, L. P. 1916. Informacoes sobre fauna helmintologica. Sulfluminense Brazil-Med. 30: 1-2.
- TRAVASSOS, L. P. 1929. Deux nouvelles especes du genre *Ascocotyle* Looss, 1899. Compt. rend. Soc. Biol. 100: 939-940.
- TRAVASSOS, L. P. 1930. Revisao do genero *Ascocotyle* Looss, 1899 (Trematoda: Heterophyidae). Mem. Int. Oswaldo Cruz Rio de Janeiro. 23: 61-79.
- TRAVASSOS, L. P. and A. KOHN. 1966. Lista dos generos incluidos na superfamilia Brachylaemoidea. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro. 64: 11-25. 25.
- TUGGLE, B. N. and S. K. SCHMELING. 1982. Parasites of the bald eagle (*Haliaeetus leucocephalus*) of North America. J. Wildl. Dis. 18 (4):501-506.
- VAN-CLAVE, H. J. 1918. The acanthocephala of North American birds. Trans. Am. Microsc. Soc. 37 (1):19-47.