

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**TIPIFICACION Y DESCRIPCION DE
PARASITOS EN PECES CICLIDOS DEL
CANAL DE CHIQUIMULLA,
MONTEERRICO, SANTA ROSA**

TESIS

**PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA
DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DE LA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

EDWARD PAUL GREENBERG CORDERO

AL CONFERIRLE EL TITULO ACADEMICO DE

MEDICO VETERINARIO

GUATEMALA, ENERO DE 1,996

DL
10
T(698)

**PRESENTADA A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

DECANO:	DR. JOSE GUILLERMO PEREZCANTO
SECRETARIO:	DR. HUMBERTO MALDONADO CACERES
VOCAL PRIMERO:	LIC. ROMULO DIMAS GRAMAJO
VOCAL SEGUNDO:	DR. OTTO LIMA LUCERO
VOCAL TERCERO:	DR. MARIO MOTTA GONZALEZ
VOCAL CUARTO:	BR. HANNIA RUIZ BODE
VOCAL QUINTO:	BR. LUIS ESTUARDO SANDOVAL GIRON

ASESORES

**DR. MANUEL EDUARDO RODRIGUEZ ZEA
DR. ANGEL SALOMON MEDINA PAZ
DR. JAIME ROLANDO MENDEZ SOSA**

**HONORABLE TRIBUNAL
EXAMINADOR**

**CUMPLIENDO CON LO ESTABLECIDO POR LOS
ESTATUTOS DE LA UNIVERSIDAD DE SAN
CARLOS DE GUATEMALA, PRESENTO A
CONSIDERACION DE USTEDES EL TRABAJO
DE TESIS TITULADO**

**TIPIFICACION Y DESCRIPCION DE
PARASITOS EN PECES CICLIDOS
DEL CANAL DE CHIQUIMULILLA,
MONTERRICO, SANTA ROSA**

**QUE ME FUERA APROBADO POR LA JUNTA
DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA, PREVIO A OPTAR
AL TITULO PROFESIONAL DE:**

MEDICO VETERINARIO

ACTO QUE DEDICO

A DIOS

A MI ESPOSA

Andrea Sofia Godoy Porras de Greenberg

A MIS PADRES

*Virginia Rosa Cordero Andrade de Greenberg
Dr. Edward Arthur Greenberg Cosman*

A MIS ABUELOS

*Victoria Eugenia Andrade Castañeda de Cordero
Lidia Marina Rodríguez Culebro de Cordero
Fernando Augusto Cordero Carrascosa
Maria Luisa Cosman Mansilla de Greenberg
Lazarus Simmons Greenberg Corman*

A MIS HERMANOS

*Peter, María Mercedes y su futuro bebé
Deborah, Gerardo y a su hija Ana Virginia*

A MIS TIOS

*En especial a Dorothy y Hanno Resenhoeft
que sin su ayuda no hubiese podido realizar
esta investigación*

A LA FAMILIA DE MI ESPOSA

*Zoila Esperanza Ibarra Gutiérrez de Porras
Guillermo Porras Cobar
Arq. Guillermo Porras Ibarra
Guillermo Porras Gándara*

A MIS ASESORES

*Dr. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Dr. Angel Salomón Medina Paz
Dr. Jaime Rolando Méndez Sosa*

Y EN ESPECIAL AL

Dr. Ramiro Melgar Aceituno

AGRADECIMIENTOS

A la UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

AL DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA

En especial al Dr. Ramiro Melgar A. que participó en esta investigación y colaboró en ella en todo momento, al Dr. Rodríguez cuya dirección fue de gran importancia durante todo el trabajo de investigación, al Dr. Cajas, que sin su guitarra y canciones hubiese sido difícil sobrevivir en el laboratorio y al Dr. Kopp.

AL DEPARTAMENTO DE SALUD PUBLICA

Al Dr. Jaime Méndez que colaboró en la realización de esta investigación y al Dr. Camey

AL DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA

En especial al Dr. Paiz que brindó todo su apoyo y colaboró en todo momento en esta investigación.

AL LABORATORIO DE HISTOPATOLOGIA

En especial a Sheny Rodríguez.

AL CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR

En especial al Dr. Salomón Medina por su valiosa colaboración en todo momento, al Dr. Fraternal Díaz Monge, al Lic. Leonel Carrillo.

A LA ESTACION EXPERIMENTAL DEL CEMA EN MONTERRICO

En especial al los técnicos René Orantes, Nixon Cristales, Nelson Avila y César Cuéllar cuya participación en la realización de esta investigación fue invaluable.

AL PUEBLO DE MONTERRICO

A MIS AMIGOS

Arq. Guillermo Porras; Bert y Paty Bose, Danilo y Chiby Morales, Johnny y Ruby Lutman.

Y A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE DE UNA U OTRA FORMA COLABORARON EN LA REALIZACION DE ESTA INVESTIGACION.

INDICE

	PAGINA
INTRODUCCION	1
OBJETIVOS	2
REVISION DE LITERATURA	3
MATERIALES Y METODOS	15
MATERIALES	15
METODOLOGIA	17
ANALISIS DE DATOS	21
RESULTADOS Y DISCUSION	22
CUADROS	25
CONCLUSIONES	28
RECOMENDACIONES	29
RESUMEN	30
ANEXOS	31
MAPA Y PUNTOS DE MUESTREO	32
HOJA DE DATOS	34
NOMBRES CIENTIFICOS Y COMUNES DE LOS PECES	35
APENDICE	36
DESCRIPCION DE LOS PARASITOS OBSERVADOS	37
LAMINAS	44
FOTOGRAFIAS	50
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	64

INTRODUCCION:

El consumo de peces por el hombre es de gran importancia debido a que es una valiosa fuente de proteína. La acuicultura actualmente se ha convertido en una gran industria alrededor del mundo, siendo más desarrollada en los países industrializados o en los que el pescado está entre sus principales fuentes de nutrición.

La especie de pez cultivado se adapta a las condiciones que prevalecen en cada región. En muchos casos el producto se exporta y en otros, el producto es de consumo local, lo cual es el caso de Guatemala. En nuestro país se explotan muy poco los recursos acuícolas que se poseen tanto en lo que se refiere a cuerpos de agua naturales, como a especies de peces, a pesar de ser muy rica en ambos, así como las condiciones climáticas que le favorecen en este sentido. Guatemala es fuente de muchas especies de peces comestibles y de ornamento, de las cuales lo único que realmente se ha conseguido, es que vengan de otros países y se lleven especímenes para reproducirlos en su beneficio, sin que se obtenga ganancia, ya que luego importamos estos productos que originariamente eran nuestros.

Parte de la investigaciones que se deben realizar en nuestro medio con respecto del cultivo de peces nativos para una posterior explotación racional son los agentes etiológicos de las enfermedades infecciosas, no infecciosas y parasitarias.

Las enfermedades parasitarias en peces son de gran importancia debido a que producen muchas pérdidas y fracasos en el campo de la acuicultura por el daño que producen, tanto en pérdida de peso por anorexia, baja en la reproducción, muertes, disminución de la calidad de un producto y lo más importante es el hecho de existir antropozoonosis parasitarias. A los peces los afectan protozoos, artrópodos, helmintos, tremátodos, platelmintos y crustáceos. Pero de estas parasitosis en peces, se conoce muy poco en nuestro medio.

El Canal de Chiquimulilla abarca 125 Kms. de la costa sur del país y es un área muy rica en cuanto a fauna acuática, por lo que en un futuro cercano se podrá explotar, intensivamente en ella el cultivo de peces nativos, tanto para mejorar la alimentación del país o la producción de peces ornamentales, para exportar nuestros productos acuícolas en lugar de importarlos, ya que nuestra tierra es muy rica en ellos.

El presente estudio determinó la existencia de parásitos que afectan a los peces cíclidos del Canal de Chiquimulilla y la posibilidad de existencia de alguna antropozoonosis.

OBJETIVOS:

OBJETIVO GENERAL:

Determinar la presencia de ectoparásitos y/o endoparásitos en peces cíclidos del Canal de Chiquimulilla, Monterrico, Santa Rosa.

OBJETIVOS ESPECIFICOS:

- 1- Tipificar y caracterizar los parásitos que se encuentren en peces cíclidos y definir el daño patológico observado tanto macroscópicamente como microscópicamente en la especie de pez parasitado.
- 2- Determinar si existe asociación entre especie de parásito presente y especie de pez afectada.
- 3- Determinar si existe asociación entre las especies de parásito y el sitio de muestreo.
- 4- Determinar si existe asociación entre especies de parásitos y el nivel de salinidad en el agua.

REVISION DE LITERATURA

PARASITOS QUE AFECTAN A LOS PECES

PROTOZOA

Los protozoarios comprenden organismos unicelulares microscópicos capaces de afectar las funciones vitales en el pez (4).

MASTIGOPHORA:

Para identificarlos se requiere de por lo menos 600X de aumento y observar su movimiento o por medio de fijación y tinción. Estos parásitos se mueven por flagelos en número de 1 a 8 en forma de látigo; se reproducen por fisión binaria longitudinal. Los flagelados se encuentran en distintos tejidos y órganos del pez como la piel, intestino, distintos órganos internos y sangre. En algunos casos pueden ser individuos comensales, pero pueden exaservarse como afección secundaria a parásitos patógenos debido a estrés, deficiencias nutricionales y hacinamiento; la patogenicidad depende de la especie del pez. (1, 4, 7, 8, 13, 18)

Flagelados que afectan la sangre:

Los flagelados de la sangre más ampliamente conocidos son *Cryptobia* sp. y *Trypanosoma* sp. ellos miden de 10 a 25 micrones de largo un poco más grandes que las células sanguíneas, sus movimientos rápidos los hacen fáciles de reconocer en un frotis de sangre. Tanto peces de agua dulce como salada pueden ser afectados. Estos parásitos son transmitidos por las sanguijuelas o por *Argulus* sp. (la garrapata del pez) (9, 13, 18).

Cryptobia posee dos flagelos. En una severa infección el pez se vuelve letárgico lo que reduce grandemente sus reacciones y reflejos además pierde peso, las agallas están pálidas, daños severos al riñón e hígado, se le hundan los ojos y adoptan una posición oblicua reposando sus cabezas en el fondo del tanque. En casos muy severos es posible capturar al pez con la mano por lo que se le ha denominado "la enfermedad del sueño del pez" o "enfermedad del desmadejado". El *Trypanosoma* no es patógeno, raras veces causa daño al hospedador y posee un solo flagelo (1, 2, 13, 15, 18).

Flagelados intestinales:

Los parásitos intestinales pueden ser encontrados en los tractos digestivos de muchos peces a los cuales no les producen ningún daño ya que la patogenicidad de estos organismos varía de especie a especie de pez (18). En algunas especies repuntan como patógenos como en el caso de la *Hexamita salmonis* (Moore), a este parásito también se le llama *Octomitus salmonis* el cual no sólo se puede encontrar en el intestino sino también en la sangre, corazón, bazo, hígado, vesícula biliar y la vejiga urinaria en peces de agua salada (8, 11, 15, 18). Junto con estos parásitos usualmente se encuentran otros dos géneros de flagelados la *Cryptobia* y las *Bodomonas* los cuales se les encuentra en los mismos tejidos que la *Hexamita* pero no se ha comprobado que sean patógenos (13). En peces ornamentales el género que los afecta es *Spironucleos* (18). Todos estos flagelados miden entre 7 y 15 micrones; *Hexamita* y *Spironucleos* poseen 8 flagelos, las *trichomonas* sólo tienen 4 y las *bodomonas* tienen dos. Los peces afectados por flagelados intestinales por lo regular se aíslan de los demás, sufren de emaciación, sus heces se tornan mucosas blanquecinas, moco amarillento en el intestino, la piel del pez se torna oscura, en ocasiones se hinchan y por lo regular nadan hacia atrás (13, 18). En casos severos de *Hexamitiasis* en ciertos cíclidos se presentan perforaciones en la cabeza de los mismos las cuales pueden penetrar el cráneo por lo que se le llama a esta enfermedad "Agujero en la cabeza". En peces de agua salada las lesiones se presentan en la línea lateral por lo que se le llama "Erosiones en la línea lateral y cabeza" (2). En la naturaleza tanto en peces de agua salada, salobre y dulce no se conoce la extensión del daño que estos flagelados producen ya que sólo se han podido observar en peces en cautiverio en condiciones de hacinamiento (8, 18).

Flagelados de la piel:

Los flagelados que parasitan la piel del pez pueden causar severo daño a su hospedador ya que ésta es vital en el pez (18). El parásito más singular de la piel del pez es *Costia necatrix*, el cual es un flagelado que mide de 8 a 12 micrones, posee dos flagelos y cuando está adherida a la piel es piriforme de esta manera destruye la piel provocando una coloración gris mucosa y posteriormente hemorragias, por lo regular hay una invasión secundaria de hongos lo cual complica el cuadro. Este parásito no soporta estar libre del hospedador por más de una hora y no soporta temperaturas mayores de 30 grados centígrados (8, 18). Esta enfermedad parasitaria se presenta en peces débiles, hacinados y desnutridos por lo que se le ha llamado "la enfermedad del pez débil" (1).

Flagelados de las branquias:

Los flagelados que afectan las branquias por lo regular producen infestaciones masivas provocando que el pez tenga dificultad al respirar. Entre estos se encuentra la *Cryptobia branchialis*, la cual también se puede encontrar en frotis de piel de los flancos del pez, se cree que es exactamente la misma que afecta el intestino como

consecuencia de la infección en las branquias (18). Otro es el *Oodinium* sp. y el *Amyloodinium* sp. de los cuales hay varias especies que afectan a los peces, el cual se encuentra tanto en el mar como en aguas dulces mide de 15 a 150 micrones por 15 a 70 micrones de ancho y posee 2 flagelos en su fase juvenil los cuales desecha al fijarse al hospedador por medio de varios filamentos o rhizoides que penetran la piel para obtener nutrientes al desprender pedazos de la misma, también se adhieren a las branquias, además pueden encontrarse en órganos internos presentándose en los peces afectados como síntoma común la anorexia y el reposar en el fondo (2, 8, 18). Es frecuente que los oodinius formen abundantes acúmulos, pareciendo entonces que recubren la piel del pez por entero por lo que se le han dado varios nombres: "enfermedad del polvo de oro", "enfermedad del polvo", "enfermedad aterciopelada" y "enfermedad del pez coral" (2, 13, 19).

RHIZOPODA:

Amebas:

Existen muchos géneros de amebas descritas parasitando peces como *Entamoeba* sp., *Acanthamoeba* sp., *Schizamoeba* sp., *Thecamoeba* sp., etc (13). Estos se han encontrado tanto en peces de agua dulce como salada principalmente en agua fría. Aún no se conoce mucho al respecto de las amebas que afectan a los peces en aguas cálidas (18). Este parásito se ha encontrado en el intestino, branquias, bazo y *Acanthamoeba* sp. se han encontrado diseminados por todos los órganos (13, 18). En alevines provoca muertes de hasta un 17% encontrándose los peces afectados débiles, anémicos, sensibles a la presión, nefritis con coloración gris y esplenomegalia, los peces se encuentran abatidos, en muchas ocasiones este problema pasa desapercibido (13).

ESPOROZOEIA:

Coccidias:

Entre los esporozoos hay especies que se cuentan entre los más temibles agentes patógenos para los peces como el torneo de los salmónidos y la enfermedad bubónica del barbo (13). Este tipo de parásito sin embargo no es muy frecuente en acuarios (18). Se encuentran tanto en agua salada como dulce y afectan órganos internos, piel, branquias, sangre, hígado, vejiga natatoria, intestino y músculo (13, 18). Entre estos parásitos se encuentran la *Eimerias* las cuales se pueden diagnosticar al observar los oocitos de frotis de mucosa intestinal en el cual forman nódulos de 2 mm., miden de 8-14 micras, producen la coccidiosis de la carpa provocando emaciación en los peces afectados. Otras especies de *Eimeria* afectan también el hígado, vejiga natatoria, riñón y testículos (1, 10, 13, 18). Existen otros

coccidios que parasitan los glóbulos rojos de la sangre entre los que se encuentran los géneros *Haemogregarina* sp., *Dactylosoma* sp. y *Leucocytozoon* sp. Cuya transmisión es por medio de sanguijuelas y raras veces mosquitos (13).

Toxoplasmas:

Se han descrito raras veces en monocitos circulantes en la sangre se cree que es el *Toxoplasma tinae* (13).

MIXOSPORA:

Es ampliamente distribuida en peces de agua fría El *Mixosoma cerebralis* es el agente etiológico de la "enfermedad del torneo" en truchas. Las esporas de los Mixosporidios miden 10 micras y se encuentran en el cerebro, piel, sangre, branquias y órganos internos. Estos parásitos penetran por el intestino (4, 8, 13, 18). Entre los géneros se incluyen *Mixosoma* sp., *Myxobulus* sp., *Henneguya* sp. y *Mixidium* sp.. Entre los síntomas típicos está el nadar en círculos cortos como persiguiéndose la cola, oscurecimiento de la piel en el tercio caudal del pez, nódulos o quistes hasta de 1 cm. en piel y músculo de color blanco amarillento, deformación de la columna vertebral. Es una enfermedad lenta, la mortalidad se presenta en peces de menos de 2 meses y en adultos la deformidad hasta en peces de tres años (1, 2, 13, 17).

MICROSPORA:

Estos parasitan peces de aguas frías habiendo varios géneros que los afectan (18)

El género *Guglea* sp. con esporas de 2 X 3 micras, es un parásito intracelular, produce quistes de 10 mm. en el tejido conectivo llamados "Gugleas", de intestino, testículos, vejiga natatoria, ovarios, hígado, bazo, riñón, ojos y tejido nervioso (1, 2, 13, 17, 18).

El género *Pleistophora* posee esporas de 4 a 7 micras, produce quistes de 4 mm. que se aglomeran en áreas pequeñas produciendo pansporoblastos en fibra muscular, se manifiesta como áreas blancas o claras en la piel del pez lo cual es provocado por la necrosis del músculo, emaciación, deformación de la columna vertebral, formas inusuales de desplazamiento y es altamente infecciosa, tiene varios nombres como "Enfermedad del pez neón", "Plistoforosis" y "esporozoosis miolítica" (2, 3, 13, 15, 18).

HAPLOSPORIDIOS:

Sólo hay una especie reportada el *Sporozoon tincae* que es muy parecido a la rickettsias. Esta infestación se traduce en hemorragias en la piel creando prominencias que luego al estallar liberan una masa hemorrágica, en los órganos internos y en los histiocitos se encuentran colonias parasitarias de hasta 3 mm. (13).

CILLIATA:

Estos son protozoos de gran tamaño recubiertos por cilios que les dan gran motilidad, en este grupo se encuentran parásitos muy perjudiciales para los peces (18).

Entre este grupo se encuentra el *Ichthyophthirius multifiliis*, mide de 0.05 a 1.5 mm., el cual produce la "Enfermedad del grano de arena, "Ich" o "Mancha blanca". Entre los síntomas más claros, se encuentra al pez como salpicado por arena en la piel y branquias, se rascan contra cuanto objeto encuentren, se tornan apáticos, letárgicos, posteriormente pierden pedazos grandes de piel y mueren (1, 2, 4, 13, 15, 18). El *Cryptocaryon irritans* es prácticamente igual al anterior en los síntomas que presenta el pez, pero es específico para peces de agua salada y es más grande ya que mide hasta 2 mm. (18).

Nota: Existen muchos más géneros de protozoarios que afectan a los peces. Para ampliar más el tema se pueden consultar las siguientes bibliografías (1, 2, 4, 7, 8, 9, 10, 13, 15, 17, 18).

HELMINTOS:

Existe una gran cantidad de vermes parásitos que afectan a los peces, siendo prácticamente imposible describirlos a todos ellos en este trabajo. Para mayor información consultar (13, 21).

Es muy difícil encontrar peces padeciendo de helmintiasis en acuarios y explotaciones acuícolas ya que esta clase de parásitos son muy complejos al tener un hospedador específico y 1 ó 2 hospedadores intermediarios por lo que en estos ambientes no se dan las condiciones adecuadas; en una buena parte de los casos el pez es el hospedador intermediario siendo afectado en su cavidad abdominal, piel, branquias, músculo, ojos, etc (1). Se ha visto que especies exóticas de peces tropicales recién capturadas presentan algún grado de parasitosis la cual pierden

al poco tiempo por ser distintas las nuevas condiciones ambientales a las que se encontraban en su medio nativo (1, 13). Aún así en la naturaleza es muy raro encontrar infestaciones severas capaces de matar a los peces afectados ya que cualquier pez débil es atacado por otra afección oportunista o es eliminado por un depredador (18).

TURBELLARIA:

Comúnmente conocidos como planarias, gusanos planos de vida libre es muy raro encontrarlos como parásitos de la piel de los peces. En la mayoría de los casos se alimentan de detritos en el sustrato o destruyen los huevos de los peces aprovechándose de la oscuridad, sólo cuando las condiciones del ambiente acuático son muy precarias se ha observado este parasitismo. El único género de turbelarios que es permanentemente parásito es el *Micropharynx* sp. que afecta a las mantarayas fijándose al dorso y alimentándose de células epiteliales (13, 18).

TREMATODA:

Todos los trematodes son gusanos planos parásitos monozóicos. Se dividen en tres órdenes de los cuales todos tienen representantes como parásitos en peces. Los tres órdenes son *Aspidobothrea* o *Aspidogastrea* el cual es endoparásito de uno o dos hospedadores y no posee ventosa oral. *Monogenea* el cual es ecto o endoparásito de un sólo hospedador para su desarrollo posee o no ventosa oral, que si la posee es mal desarrollada, pero posee un órgano con ganchos en la parte posterior "haptor" y un par de estructuras adhesivas al frente. Y por último *Digenea*, que requiere dos hospedadores o más, posee ventosa oral bien desarrollada y es endoparásito (5, 14, 16, 17).

ASPIDOGASTREA:

En este orden se han encontrado varios géneros parasitando peces de agua salada y rayas en órganos internos como hígado, intestino, vesícula biliar, conductos biliares y cavidad bucal. Se encuentran *Aspidogaster* sp., *Stichocotyle* sp., *Nephrops* sp., *Macraspis* sp. y *Cotylogasteroides* sp. (5, 13).

MONOGENEA:

En este orden existen dos familias de importancia económica relevante en la acuicultura. Ambas afectan peces de agua dulce, no se han observado causando daño en peces de agua salada, aún cuando ha habido algunos brotes insignificantes en algunas explotaciones con malas condiciones (13).

La primer familia es Dactylogyridae de la cual existen varios géneros, de los cuales el principal es Dactylogyrus, estos parásitos tienen particular afinidad por las branquias de peces jóvenes, provocando que el epitelio de éstas se engruese hasta formar prominencias en los costados del pez, movimientos rápidos de agallas, decoloración de branquias, anorexia. Los peces aparentan síntomas de agotamiento en la superficie y muerte por anoxia si la infestación es severa. Todos los demás géneros parasitan también las branquias pero en peces de agua salada sin haberse encontrado mayores daños (2, 13, 17, 18).

La segunda familia es Gyrodactylidae la cual posee varios géneros, de los cuales el principal es Gyrodactylus sp., estos parásitos se fijan a la piel alimentándose de restos epiteliales y sangre, raras veces se les halla en las branquias, son vivíparos y se transmiten cuando los peces están en super población o en condiciones de hacinamiento. Por lo regular los peces sufren más daño por infecciones bacterianas y micóticas secundarias debido a las lesiones causadas por el Gyrodactylus (2, 13, 17, 18).

DIGENEA:

Pueden parasitar en forma adulta la sangre, la vejiga natatoria, el intestino. En forma larvaria los ojos, aletas, piel, tegumentos, músculos, cavidad abdominal, hígado, etc (2). Es muy raro encontrar este tipo de parasitismo en acuarios o explotaciones acuícolas debido al ciclo biológico de más de un hospedador (18). Dos de los principales géneros son Sanguinicola sp. cuya fase adulta vive en la sangre de los peces, provocando debilitamiento y muerte. El otro es el Diplostomum sp. el cual su metacercaria parasita los ojos de los peces, llegando a provocar ceguera y destrucción del globo ocular. Metacercarias de otros géneros que parasitan órganos internos como el hígado realmente pueden producir daño a los tejidos (1).

EUCESTODA:

Al igual que en los trematodes las tenias se pueden presentar en los peces tanto en su forma larvaria como adulta (18). Las fases larvarias por lo regular se encuentran encapsuladas en músculo, hígado, otros órganos internos, cavidades corporales y rara vez en el intestino, en algunos casos en las cavidades orgánicas o hígado. En ocasiones se encuentran plerocercoides enquistados, que con frecuencia ya presentan segmentación. Los cestodes adultos por lo regular se encuentran en el intestino de peces depredadores, aves, mamíferos, reptiles y humanos (13).

Los cestodes que se encuentran en el tubo digestivo:

Afectan tanto a peces de agua dulce como salada. Entre éstos hay muchas especies de tenias que afectan a los peces por lo que se mencionarán a continuación los órdenes principales: Caryophyllaeidea (no presenta segmentación externa), Pseudophyllidea, Proteocephalidea, Tetraphyllidea y Trypanorhynchidea. Todas las especies de cestodes perjudican a los peces tomando su alimento e inactivando las enzimas intestinales, como consecuencia provocando una mala asimilación de nutrientes y crecimiento deficiente de los peces (13).

Los cestodes que se encuentran en otros órganos corporales:

También afectan a peces de agua salada como de agua dulce. Entre los géneros principales se encuentran: *Ligula* sp., *Amphilina* sp., *Schistocephalus* sp., *Digramma* sp., *Triaenophorus* sp. y *Diphyllobothrium latum* (hospedador definitivo es el humano por lo que tiene importancia en salud pública). Estos parásitos pueden pasar desapercibidos y provocar poco daño, pero infestaciones severas pueden provocar una cavidad abdominal agrandada o inflamada que puede romperse y en muchos casos se puede producir lo que se denomina castración parasitaria. También se pueden producir daños severos al hígado y trastornos motrices por daño a los músculos (2, 13).

ACANTHOCEPHALA:

Son una de las más grandes amenazas para el desarrollo de peces en explotaciones acuícolas, acuarios o en la naturaleza. Esto obedece a que estos parásitos son capaces de introducirse con ayuda de su trompa armada de espinas mucho más profundamente en el epitelio intestinal de los peces que los cestodes o trematodes, por ende la lesión es mucho más grave en el epitelio intestinal, además el número de estos parásitos puede ser muy elevado hasta más de 300 vermes con frecuencia obstruyendo el lumen intestinal (13). Estos parásitos miden hasta 2 cm. de largo, poseen un ciclo biológico con un hospedero intermediario el cual por lo regular es un invertebrado, existen más de 400 especies (2, 18, 20). Se encuentran dos órdenes que afectan principalmente a los peces *Neoechinorhynchidea* y *Echinorhynchidea* (21).

NEMATODA:

Los nematodes son parásitos bastante frecuentes de los peces y se encuentran como larvas o vermes adultos en el intestino, hígado, cavidad abdominal, músculos, vasos sanguíneos, branquias, vejiga natatoria y rara vez en los demás órganos (13). Estos vermes requieren de un hospedero intermediario por lo cual es bastante difícil que se presente en condiciones de cautiverio. Los peces que tienen infestaciones

severas adelgazan o mueren por la destrucción del órgano afectado. Muchos de estos vermes representan un posible riesgo para el hombre si se consume carne de pescado mal cocida o cruda (18). Existen más de 8 órdenes de nematodos que afectan como parásitos adultos a los peces y muchos más que los afectan como larvas (21), entre algunos de los principales géneros se encuentra: *Contracaecum* sp., *Porrocaecum* sp., *Rhaphidascaris* sp., *Capillaria* sp., *Philometra* sp., *Eustrongyloides* sp., *Dioctophyme* sp., *Glossobius* sp., *Philometra* sp. y otros (13).

NEMATOMORPHA:

Estos son casi parásitos exclusivos de los insectos pero aparecen ocasionalmente en los peces, y otros vertebrados inclusive el humano, la penetración por lo regular es accidental. Su importancia es debida a la destrucción severa de órganos internos que presentan los peces infestados. La familia que los afecta comúnmente es *Gordioidea* (13).

HIRUDINEA:

Más comúnmente conocidas como sanguijuelas son bastante perjudiciales en las piscifactorias debido a que producen deficiencias en el desarrollo de los peces (13). Miden hasta 5 cm. de largo, se adhieren a la piel, aletas y raras veces a las branquias; los peces se comportan irritados o con síntomas de agotamiento, usualmente con manchas rojas donde hubieron lugares previos de fijación que por lo regular se infectan por bacterias y hongos que complican el cuadro. Estos parásitos se alimentan de sangre y por esta vía actúan como vectores transmitiendo varios tipos de infecciones (bacteriales y virales) e infestaciones trypanosomiales (2, 3).

ARTHROPODA

CRUSTACEA:

Copepoda:

Los copépodos son relevantes en dos aspectos en las parasitosis de los peces. Primero al ser los principales hospederos intermediarios de muchos helmintos. Segundo, como parásitos propiamente dichos de los peces, éstos se alimentan de la sangre de los mismos por medio de su aparato bucal modificado,

en forma de pinza. En la mayoría de los casos son hembras las parásitas ya que los machos mueren después de copular. Es tal el daño económico que presentan estos parásitos, que en algunos países es obligatorio declarar su presencia (13).

Ergasilidae:

Estos crustáceos miden hasta 1.7 mm. de largo, las hembras en su parte posterior usualmente cargan un par de sacos de huevos que le dan una forma muy peculiar al parásito, en una infestación masiva se pueden encontrar hasta 1000 crustáceos en las branquias de un sólo pez. Existen varios géneros de importancia como *Ergasilus* sp., *Neoergasilus* sp., *Thersitina* sp., *Bomolochus* sp., *Caligus* sp., *Elythrophora* sp., etc. Peces con infestaciones severas sufren de anemia, emaciación y son susceptibles a otras infecciones secundarias (1, 2, 13, 18).

Dichelestiidae:

Se diferencian de los anteriores por poseer cuerpo en forma de gusano más o menos segmentado, afecta tanto las branquias de peces de agua salada como de agua dulce, existen varios géneros como *Dichelestium* sp., *Lamproglena* sp. y *Hatschekia* sp. (13).

Philichthyidae:

Es una especie peculiar de copépodo ya que vive en los canales entre las escamas de la línea lateral del pez y se observa como nódulos rojos, en ocasiones cuando algunos de los miembros de esta familia parasitan la cabeza, formando prominencias que deforman los huesos frontales del mismo. Entre los géneros principales se encuentran *Symphodus* sp., *Centrolabrus* sp. y *Coris* sp. (13).

Lernaeidae, Lernaepodidae, Sphyrillidae y Cecropidae:

A estos parásitos se les conoce comúnmente como "Gusanos Ancla". Estos crustáceos no presentan segmentación, con cuerpo cilíndrico o vermiforme, miden hasta 2 cm., los acúmulos de huevos son largos y delgados. Se alimentan de sangre usualmente fijándose a la piel y músculos penetrando en el abdomen hasta los intestinos y los que parasitan la cavidad branquial penetran hasta el corazón. Infestaciones severas con estos parásitos pueden ser mortales y si el daño no es mucho a la condición del pez, por lo regular producen úlceras que son afectadas por otras afecciones oportunistas, los Cecropidae ovipositan subcutáneamente en el pez (2, 13, 18). Entre los géneros principales que afectan a los peces están *Lernaea* sp., *Lernaeocera* sp., *Lernaeenicus* sp., *Hemobaphes* sp., *Pennella* sp., *Achtheres* sp., *Basanistes* sp., *Salmincola* sp. y muchos más. (13).

BRACHIURA:

Argulidae:

A estos parásitos se les conoce más comúnmente como "Piojos de los Peces" pero parecen más "Garrapatas de los Peces". Son crustáceos con caparazón que miden entre 4 y 12 mm.. En la superficie ventral se encuentran los ojos, ventosas, antenas, ganchos fijadores y una espícula que le sirve para perforar al pez y extraerle la sangre. Al perforarlo inyecta una sustancia tóxica capaz de matar a un pez pequeño o causar una severa inflamación en un pez mayor, que por lo regular son atacadas por infecciones micóticas secundarias. Después de alimentarse el parásito nada libremente hasta por tres semanas hasta encontrar una nueva víctima. Este parásito también puede servir de vector para infecciones u otras parasitosis (1, 18). sólo existe un género con muchas especies *Argulus* sp. (13).

CIRRIPEDIA:

Cirrípedos:

En su estado juvenil son parásitos externos pero al pasar a ser adultos pasan a una forma sedentaria de parasitismo al convertirse en endoparásitos, pierden completamente las características externas de los crustáceos tomando una forma atonelada, de los huevos salen larvas, se alimenta de sangre y por lo regular forma un quiste de hasta 4 cm. de diámetro en la musculatura dorsal del pez hospedador con un líquido negro como tinta que no es más que sangre descompuesta, por lo que se le ha denominado "Bolsa de Tinta". Existen algunos géneros de importancia *Sarcotaces* sp., *Anelasma* sp. y *Conchaderma* sp. (1, 13).

ISOPODA:

Los isopodos parásitos se limitan exclusivamente al mar sólo una vez se ha descrito para peces de agua dulce en Sudamérica. Miden hasta 2.5 cm. y son segmentados se fijan a su hospedador por ganchos principalmente en la cavidad branquial o la Boca, donde producen severas lesiones. Entre los géneros principales se encuentran *Livoneca* sp., *Braga* sp., *Colinera* sp., *Rocinela* sp., *Aega* sp., *Ichthyoxenus* sp. y *Riggia* sp. (13).

LINGUATULIDA:

Estos parásitos en su estado adulto afectan el espacio nasofaríngeo de mamíferos, aves y reptiles. Las larvas viven en anfibios y reptiles siendo raro

encontrarlos en peces y pequeños mamíferos. En el Africa se han encontrado larvas de *Leiperia* sp., *Sebekia* sp. y *Subtriquetra* en peces que son consumidos por cocodrilos en los que se desarrolla el parásito adulto (13).

ARACHNIDA:

Acarina:

Estos no son parásitos verdaderos de los peces, sólo en raras ocasiones se les ha encontrado afectando a los mismos, como cuando no hay suficiente alimento en el medio ellos se alimentan de la piel del pez. Se les ha encontrado en forma de larvas parasitando piel, aletas y faringe (13, 18).

MOLLUSCA:

Glochideas:

Los estadios larvarios de almejas de agua dulce como *Unio* sp. y *Anodonta* sp. pueden afectar a los peces en la piel, aletas y branquias observándose una coloración grisacea en los bordes de las mismas, siendo estos parásitos no más grandes de 1 mm., por lo regular no causan mayor daño al hospedador a menos de que sean infestaciones masivas. Este fenómeno sólo dura unos meses mientras madura el parásito y se da usualmente en estanques o aguas tranquilas (2, 4).

AGNATHIA:

Agnathi:

Entre éstos hay que mencionar a los ciclostomos o peces de boca redonda, como por ejemplo la lamprea y otras especies de peces de las familias de las anguilas y ciluros. Estos no sólo afectan peces de agua salada sino también peces de agua dulce. Se fijan por medio de su boca en forma de ventosa y se sujetan al hospedador por medio de sus dientes en forma de lima provocando grandes daños a los tejidos del mismo. Puede diezmar poblaciones enteras de peces, y tiene la característica de adaptarse a casi cualquier medio acuático, existen otros peces los ciluros parásitos de las branquias que succionan sangre para alimentarse (13).

MATERIALES Y METODOS

MATERIALES:

AREA A ESTUDIAR:

- Se utilizó el Canal de Chiquimulilla que posee alrededor de 18 Kms. cuadrados en la Costa Sur de Guatemala, en el área correspondiente a Monterrico, jurisdicción de Taxisco, departamento de Santa Rosa. Esta es un área protegida donde se pueden encontrar la mayoría de especies nativas, además se encuentran los distintos proyectos experimentales del Centro de Estudios del Mar.

RECURSOS HUMANOS:

- Profesores que colaboraron con la tesis.
- Técnicos del Laboratorio de Histopatología de FMVZ, USAC.
- Técnicos del CEMA en Monterrico.
- Pescadores guías.
- Estudiante a cargo que realizó la investigación.

CENTROS DE REFERENCIA:

- Laboratorio del departamento de Parasitología, FMVZ, USAC.
- Departamento de Patología, FMVZ, USAC.
- Biblioteca FMVZ, USAC.
- Centro de Estudios del Mar, FMVZ, USAC. Monterrico.
- Biblioteca CEMA, USAC.
- Instituto Geográfico Nacional

MATERIALES DE CAMPO:

- Instalaciones de laboratorios CEMA en Monterrico.
- Vehículo para movilizar equipo y especímenes.
- Lancha con motor de 35 caballos, CEMA.
- Atarraya de 14 pies, maya 25, hilo 10, y materiales para repararla.
- Hilos y ganchos de pescar.
- Hieleras.
- Linterna.
- 12 baterías Duracel tipo D.
- Navaja.
- Mapa del área.
- Densímetro de superficie, para medir salinidad del agua.
- Cubeta.
- Tanque de duralita de 500 litros.
- Red de nylon.
- Equipo de aireación.

RECURSOS BIOLÓGICOS:

- Peces cíclidos del Canal de Chiquimulilla.

MATERIALES DE LABORATORIO:

- Equipo de disección.
- Láminas porta y cubre objetos.
- Bandejas y soportes para fijar y/o teñir frotis.
- Cáñamo.
- Doscientos Frascos de vidrio de 4 onz. de boca ancha.
- Agua destilada.
- Aguja calibre 18 y 21 de 1.5 pulgadas de largo.
- Microscopio con objetivo de inmersión con cámara fotográfica.
- Estereoscopio con lámpara.
- Microscopio de campo 100X con luz incorporada.
- Cajas Petri.
- Aceite de inmersión.
- Bandeja plástica negra de 50 X 30 cm.
- Masking tape.
- Cuadernos de apuntes.
- Formol al 2% y 10%.
- Hidróxido de potasio al 10%
- Lactofenol 1 y 2.
- AFA solución fijadora.
- Jeringas de vidrio de 1cc. y 10 cc.
- Cristalería de laboratorio de Histopatología, FMVZ, USAC.
- 6 recipientes plásticos con tapadera de 500 ml.
- Solución salina al 6%.
- Alcohol Isopropílico y glicerina.
- Guantes de cirugía.
- Reloj cronómetro.
- Colorante de Wright y Giemsa.
- Colorante verde de Methilo
- 2 pizetas de 300 ml.
- 1 pizeta de 30 ml.
- 5 pipetas plásticas desechables de 3 ml.
- 6 rollos de película para slides de 24 exposiciones a color.
- Entellan
- Xilol
- Colorante de cochinilla (carmín).
- Etiquetas autoadheribles.

METODOLOGIA

ESTUDIO PRELIMINAR:

El investigador visitó previo a realizar este proyecto las instalaciones del CEMA en Monterrico, con el fin de determinar la metodología a seguir en el laboratorio y en el campo, también para familiarizarse con el área. Se adquirió un mapa del área a estudiar, para ubicar los puntos de muestreo, así como sus vías de acceso y se conversó con los posibles guías respecto a las técnicas de pesca.

PUNTOS DE MUESTREO:

Esta área del Canal de Chiquimulilla posee muchas lagunas, quineles y canales, haciéndose muy difícil determinar específicamente los puntos de toma de muestras en el área a estudiar, por lo que al explorar la misma se elaboró un mapa y los distintos puntos de muestreo mientras se tomaron éstas, usando como guía el mapa oficial. (anexo # 1).

Ejemplo de ello es el caso de una laguneta en la que se tomaron muestras en la entrada del afluente, donde se cree se encuentra el mayor número de peces, en el centro de la misma donde pueden haber peces grandes y cerca de algunas orillas donde no haya mucha vegetación subacuática, que estorbe la pesca con atarraya. Donde existía mucha vegetación y no se pudo usar la atarraya, se procedió a intentar pescar con anzuelo, usando camarón chipilín como carnada o carne de pululo (*Dormitator gatiprons*) y en los canales donde los peces se mueven con la corriente, se les perseguió con la lancha y al darles alcance, se usó la atarraya.

MUESTREO DE PECES:

Se tomaron las diferentes especies de especímenes encontrados, pero no más de 5 de una misma especie, por punto de muestreo, los cuales se escogieron al azar.

Se empleó un mes completo para realizar el trabajo debido a lo basto del área y lo difícil que puede resultar el acceso a algunos de estos puntos.

El período de tiempo en que se realizó este trabajo fue entre los meses de agosto a noviembre, específicamente el mes de octubre, debido a que durante este tiempo el canal se llena con las aguas pluviales, lo que lo hace mucho más navegable que el resto del año, los peces que se esconden en la vegetación salen a aguas libres, y el nivel de salinidad registra el nivel más bajo, por lo que existe la posibilidad de encontrar mayor cantidad de parásitos de agua dulce, susceptibles a la sal (2), los cuales afectarían a cualquier explotación piscícola que se planease realizar en el área.

METODOLOGIA DE CAMPO:

El procedimiento diario de trabajo, de recolección de muestras, se realizó todos los días saliendo de pesca a las 3 A.M. y así poder llegar al punto de muestreo antes del amanecer (4:30 A.M.), para aprovechar la mejor hora de pesca. Durante la noche se utilizó una linterna de largo alcance y al llegar al punto de muestreo, se procedió a medir y anotar la densidad del agua junto con el nombre del lugar. Posteriormente, se escogieron los puntos de toma de muestra, se les agregó agua a las hieleras donde se colocaron los especímenes recolectados, esta agua se cambió constantemente para que los especímenes siguieran con vida. Al amanecer, se procedió a pescar en los puntos previamente escogidos, si no había buena pesca, se sondeaban otros puntos de la misma área, hasta obtener muestras de todas las especies posibles del lugar. Al rededor de las 10 A.M. se regresaba a Monterrico y se colocaban los especímenes recolectados en el tanque de Duralita con aireación al máximo, para que se recuperaran y estuviesen listos para su estudio.

METODOLOGIA DE LABORATORIO:

Toma de Datos:

La toma de datos se realizó previo a iniciar cualquier procedimiento, empleándose una hoja de toma de datos por espécimen recolectado, (anexo #2).

Examen preliminar:

Como primer paso se procedió a estudiar los peces que murieron previo al estudio de laboratorio y posteriormente los que aún estaban vivos; este estudio se hizo lo más pronto posible, posterior a la jornada de pesca. Como primer punto, se determinó la especie del pez, se realizaron las anotaciones pertinentes, luego se realizó un estudio externo para determinar si no existía ninguna alteración visible que pueda indicar presencia de parásitos en la piel, los cuales se recolectaron inmediatamente ya que algunos de ellos podían escapar. Posteriormente se revisó el estado de las branquias determinándose si estaban anémicas, en tal caso se le tomó una muestra de sangre directamente del corazón, a través de los opérculos braquiales, por medio de una aguja calibre 21 de 1.5" de largo, y se realizó un frotis para su posterior coloración y estudio (1).

Eutanasia:

Para realizar esto se cortó con tijeras de puntas agudas el cerebro en un punto levemente posterior a los ojos según Amlacher (1) y/o por medio de un golpe fuerte en la parte posterior de la bóveda craneana según Reichenbach-Klinke (13).

Exploración de la piel y branquias:

Se colocó al pez sobre un costado en una tabla y se procedió a examinar el color de la piel, determinando si existía alguna alteración como oscurecimiento, aclaramiento, manchas u otras, así como cualquier turbidez del mucus. Enrojecimiento de la piel, escamas levantadas, granos blancos, o cualquier parásito. Luego se procedió a revisar las branquias cortando el opérculo. Posteriormente se le dió vuelta al pez para revisar el otro lado del mismo. Cualquier alteración que se encontró, se observó primero con una lupa y determinó si no era un daño por captura, si no lo era, se tomó una muestra con una espátula raspando el área afectada, colocándose en un portaobjetos con solución salina al 0.65% para su posterior estudio. Como posible parasitosis por protozoarios en el caso de las branquias, se cortó un arco braquial, a la vez se cortó una sección del área afectada y se colocó en formol al 10% para histopatología. Si se encontraba cualquier parásito no protozoario, éste se lavaba con solución salina y se depositaba en fijador de AFA "Alcohol, Formol y Acetona" según Amlacher, Caballero, Reinbach-Klinke y Untergasser (1, 4, 13, 18).

Necropsia:

Para realizar esto se siguieron los pasos descritos para peces por Amlacher (1) y Reichenbach-Klinke (13).

Exploración de órganos internos y tegumentos:

Para ésto, primero se hizo un examen macroscópico a los órganos internos del pez, tratando de localizar cualquier alteración o parásito visible. Se puede emplear una lupa en aquellos especímenes muy pequeños o el estereoscopio; luego se procedió a explorar la cavidad visceral y extraer los órganos para examinar el bazo, riñones , mesenterio, vejiga natatoria, vejiga urinaria, boca, cerebro, páncreas, hígado y tracto digestivo, el cual se abre a lo largo. Al encontrarse algún órgano afectado, éste se extrae y se coloca en formol al 10% para su posterior estudio y los parásitos encontrados se colocan en AFA. Al tratarse de una alteración que pueda implicar una afección por protozoarios, se realizó un raspado y frotis de mucosa intestinal para una observación preliminar y también se guardó el órgano en formol al 10% según Amlacher (1). Todos los datos obtenidos fueron anotados en la hoja de datos. (Anexo 2).

Estudio de la muestra de sangre:

Para buscar parásitos en la sangre se tomó una gota de sangre en un portaobjetos y se le coloca el cubreobjetos, se observa en el microscopio a 100X y 400X. siendo fácil determinar presencia de los mismos por su movimiento. Para complementar ésto, se realiza un frotis y se colorea con Wright. Cualquier parásito encontrado se clasificó según las Guías de Amlacher, Caballero, Kudo, Reinbach-Klinke, Soulsby y Yamaguti (1, 4, 9, 12, 17, 21).

Tipificación de Protozoarios:

Se realizó una observación preliminar en un montaje con solución salina y verde de metilo, se dibujó al parásito encontrado. Si existían protozoos se realizaba otro frotis que se fijaba con metanol absoluto, luego se coloreaba con Gimsa y se montaron semipermanentemente con entellan según métodos descritos en Caballero y Jiménez (4, 8).

Para tipificarlos se empleó el equipo del departamento de Histopatología y Parasitología de FMVZ, USAC. y las guías de Amlacher, Kudo, Levine, Reinbach-Klinke y Soulsby (1, 9, 10, 12, 17).

Tipificación de Trematodos Monogeneos:

Estos parásitos se preservaron en AFA y se fijaron en un portaobjetos con alcohol-glicerina y se sellan con esmalte con los métodos descritos por Caballero, Jiménez, Roberts (4, 8, 18). Estos parásitos se tipificaron según las guías de Amlacher, Caballero, Hoffman, Jiménez, Reinbach-Klinke, Soulsby y Yamaguti (1, 4, 7, 8, 12, 17, 21).

Tipificación de Trematodos Digeneos, Cestodes y Acantocéfalos:

Para realizar esto se fijaron los parásitos en AFA, luego se transfirieron a alcohol al 70%, luego se colorearon con Carmín de Bórax, se clarificaron y se montaron en entellan, para su tipificación se emplearon las claves en Amlacher, Caballero, Hoffman, Jiménez, Soulsby, Yamaguti (1, 4, 7, 8, 17, 21).

Tipificación de Nematodes:

Estos parásitos también se fijaron en AFA, se clarificaron con Lactofenol (4, 17) y se tipificaron según las claves de Amlacher, Caballero, Hoffman, Jiménez, Soulsby, Yamaguti (1, 4, 7, 8, 17, 21).

Tipificación de Sanguijuelas y Crustáceos:

Se fijaron en formol al 2%. Los crustáceos se clarificaron con lactofenol o glicerina y se montaron en glicerina, las sanguijuelas sólo se preservaron en alcohol al 70% no es necesario clarificarlas según Amlacher, Caballero, Jiménez (1, 4, 8). Para su tipificación se emplea Amlacher, Reinchenbach-Klinke, Roberts (1, 12, 16).

ANALISIS DE DATOS

- Presentación de los resultados en cuadros y gráficas en base a los parásitos encontrados en las diferentes especies de peces cíclidos.
- Para establecer asociación entre especies de parásitos encontrados y especie de hospedador; especie de parásito y sitio de muestreo; especie de parásito y salinidad del agua; se propuso realizar por medio de la prueba del Chi ².

RESULTADOS Y DISCUSION

Se muestrearon 19 lagunas y la costa del mar de Monterrico, El agua de los puntos de muestreo no presentó mayor nivel de salinidad de la que presenta el agua dulce y su temperatura osciló entre 28° y 29° Centígrados. Obteniéndose 152 especímenes de 19 especies de peces de 17 géneros distintos, de los cuales 65 se encontraron parasitados lo que equivale a un 42% de la población estudiada. (Cuadros 1, 2 y 3). Estos peces se procesaron según la metodología descrita anteriormente. No se pudo determinar si existían las distintas asociaciones esperadas debido a la naturaleza de los datos. Ninguno de los parásitos encontrados se había descrito previamente para Guatemala. Todos los parásitos encontrados son patógenos para los peces y pueden provocar severas pérdidas a la acuicultura de la región.

TREMATODOS:

Clinostomum sp.:

El 15% de los peces muestreados se encontraron parasitados por la metacercaria de este trematode. afectando a 6 géneros distintos de peces: *Cichlasoma macracanthum*, *Oerochromis niloticus*, *Dormitator latifrons*, *Gobiomurus maculatus* y *Gobionellus* sp. (los nombres comunes de los peces se encuentran en el anexo # 3); de los cuales los más afectados son el *Dormitator latifrons* y el *Gobionellus* sp. cuyo hábito alimenticio es en el fondo. Es una zoonosis para el hombre y es causante de una laringofaringitis y puede afectar el hígado en forma similar a la *Faciola hepatica*. Este parásito se encontró en grasa mesentérica, peritoneo y vejiga natatoria donde se obserbaron en masas de quistes similares a racimos de uvas, se observa una cirrosis del hígado que se presenta anaranjado, el cual también se encuentra friable; además en hígado, páncreas y riñón se presentan quistes blancos del tamaño de la cabeza de un alfiler ; en músculo y tejido subcutáneo en forma de quistes.

Histopatológicamente: En el hígado se presentan quistes de diferentes tamaños, hasta 8 por campo, los cuales producen atrofia por compresión, esteatosis severa, destrucción del parénquima y necrosis. Probablemente se encuentran dentro de los conductos biliares los cuales se encuentran distendidos enormemente y existe una gran infiltración eosinofílica. El páncreas presenta necrosis e hiperplasia del tejido pancreático y canalículos pancreáticos. Los quistes de los parásitos presentan la doble pared típica del quiste de este parásito. (fotografías 1 a 6).

Diplostomum sp.:

El 5% de los peces muestreados se encontró parasitado por la metacercaria de este trematode. Se encontró afectando a 3 géneros de peces: *Diapterus lineatus*, *Anableps dowei* y la "pichincha"; de los cuales el más afectado es el primero. Se encontró la metacercaria de este parásito en la cámara anterior del ojo, hasta 10 parásitos por ojo. Los peces afectados son peces pequeños cuyo hábito alimenticio es de superficie. (fotografía 8).

Crasicutis cichlasomae:

Afecta al 7% de los peces muestreados. Este trematode adulto se encontró en cantidades pequeñas de 3 a 6 parásitos en el intestino de los peces afectados. Afecta 6 especies de peces: *Astyanax fasciatus*, *Cichlasoma trimaculatum*, *Cichlasoma macracanthum*, *Cichlasoma managuense*, *Mugil cefalus* y la "pichincha". Son más afectadas las especies del género *Cichlasoma* las cuales son de hábito alimenticio carnívoro. También se encontró en el mar, en *Mugil cefalus*. (fotografía 7).

ACANTOCEFALOS:

Neoechinorhynchus rutilli y Octospiniferoides chandleri:

Estos parásitos se encontraron afectando el 9% de los peces estudiados, ambos parásitos se encontraron conviviendo juntos en el intestino de la especie afectada, el *Dormitator latifrons* en el 58% de esta especie. En el intestino de los peces afectados se encontraban grandes cantidades de estos parásitos en distintas fases, esto es debido a que su ciclo biológico es muy largo y la duración de su vida aún no se conoce. La especie afectada es de hábito alimenticio de fondo. (fotografía 9 y 10).

Histopatológicamente: El parásito se encuentra fijado en la cripta de las vellosidades intestinales, las cuales se encuentran edematosas.

NEMATODOS:

Spiroxys sp.:

El 12% de los peces muestreados se encontraban afectados por este parásito siendo las especies afectadas: *Arius sp.*, *Astyanax fasciatus*, *Diapterus lineatus*, *Cichlasoma trimaculatum*, *Oerochromis niloticus*, *Gobiomurus maculatus*, *Mugil cefalus*; de los cuales el más afectado es el *Arius sp.*; siendo la mayoría de especies afectadas peces de hábito alimenticio carnívoro. Es una zoonosis pudiendo afectar al humano a nivel intestinal o en algunos casos a nivel del mesenterio. Este parásito se encontró enrollado en la grasa mesentérica en grupos de hasta 20 parásitos de un color amarillo dorado, sólo se encontraron hembras. También se encontró en el mar en dos especímenes de *Mugil cefalus*. (fotografías 11 y 12).

CESTODES:

Se encontró un cestode en cavidad abdominal de *Centropomus sp.* el cual no se pudo identificar. (fotografía 14).

CRUSTACEOS:

Argulus sp.:

Sólo se encontró este parásito en el 1% de los peces recolectados y se halló afectando al *Mugil Cefalus*. (fotografías 11 y 12).

DESCRIPCION DE LOS PARASITOS ENCONTRADOS:

La morfología, ciclo biológico, patogenia, epizootiología y distribución geográfica de los parásitos encontrados se halla en el apéndice.

COMENTARIO:

Varios de los peces parasitados se encontraban afectados por dos diferentes parásitos siendo las combinaciones: Clinostomum con Crassicutis, Clinostomum con Acantocéfalos, Clinostomum con Spiroxys, Crassicutis con Spiroxys y Diplostomum con Spiroxys. Es relevante mencionar que estas parasitosis están íntimamente relacionadas con los hábitos alimenticios de los hospedadores. Los datos obtenidos corresponden al mes de noviembre y que tanto las poblaciones especies de parásitos como de peces varían constantemente durante el año, así como las condiciones de agua y clima del área estudiada, lo que cual afectará cualquier otro estudio que se realice en el futuro.

CUADRO # 1

PARASITOS ENCONTRADOS EN LAS DISTINTAS ESPECIES DE PECES MUESTREADOS

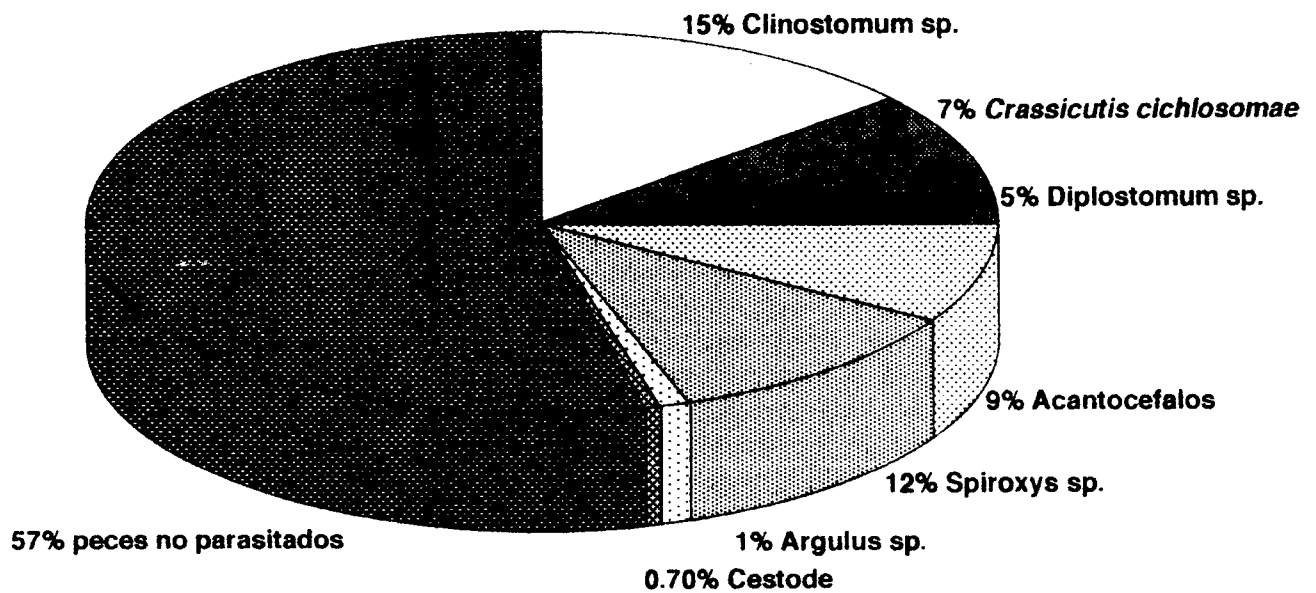
HOSPEDADOR \ PARASITO	PARASITO							total de peces Parasitados	Total de peces no Parasitados	Total de peces muestreados
	Clinostomum sp.	Crassicutis sp.	Diplostomum sp.	Acantocefalos	Spiroxyys sp.	Argulus sp.	Cestode			
Arius sp.					6			6	3	9
Centropomus sp.							1	1	5	6
Astyanax fasciatus		1			2			3	4	7
Diapterus lineatus			5		1			6	1	7
Poecilia sphenops									2	2
Eliostris picta									2	2
Anableps dowei			1					1	1	2
Cichlasoma trimaculatum		2			2			4	6	10
Cichlasoma macracanthum	3	3						6	4	10
Cichlasoma managuense		3						3		3
Oerochromis niloticus	1				1			2	1	3
Dormitator latifrons	7			14				21	7	28
Gobiomurus maculatus	2				4			6		6
Gobionellus sp.	7							7	13	20
Mugil Cefalus		1			2		2	5	20	25
Mugil curema									2	2
Cintharinchtyis gilberti									2	2
Aletas *	2							2	3	5
Pichincha *		1	2					3	11	14
TOTALES :	22	11	8	14	18	2	1	76	87	163

CUADRO # 2

PARASITOS ENCONTRADOS EN LOS DISTINTOS PUNTOS DE MUESTREO

HOSPEDADOR	PARASITO								TOTALES
	Clinostomum sp.	Crassicutis sp.	Diplostomum sp.	Acantocefalos	Spiroxys sp.	Argulus sp.	Cestode		
Laguna de la Avellana	0,20	0,02	0,03	0,15	0,42	2,96	0,11	3,89	
estero de la Avellana	4,50	0,72	0,53	0,01	1,18	0,13	0,07	7,14	
Estero de Monterrico	3,49	0,29	0,21	0,37	0,47	0,05	0,03	4,91	
Laguna de Guisoyol	0,92	0,87	2,96	1,11	1,42	0,16	0,08	7,52	
Laguna de Ramablanca	0,00	1,01	0,09	0,39	0,26	3,61	0,09	5,46	
Laguna de Matadero	0,14	0,11	0,43	1,26	1,18	0,13	0,07	3,32	
Laguna de San Marcos	0,52	0,00	0,09	0,06	1,09	0,18	0,09	2,04	
Laguna de Agua Dulce	1,45	2,25	0,43	0,01	0,03	0,13	0,07	4,36	
Laguna de Potrero Adentro	0,58	1,74	0,21	0,37	0,58	0,05	0,03	3,57	
Laguna de Potrero	0,29	0,14	0,11	0,18	2,46	0,03	0,01	3,22	
Laguna de Puente Grande	0,47	0,00	0,74	2,27	1,66	0,18	0,09	5,41	
L. de Montesillo adentro	0,29	5,05	0,11	0,18	0,24	0,03	0,01	5,91	
Mar de Monterrico	0,87	0,74	0,32	0,55	2,34	0,08	0,04	4,93	
Laguna de Guachajon	0,58	0,29	0,21	0,37	4,92	0,05	0,03	6,44	
Laguna de Pupusas	0,99	0,07	0,95	0,07	1,64	0,24	6,56	10,51	
Laguna de Pupusitas	0,29	0,14	0,11	3,61	0,24	0,03	0,01	4,43	
Laguna de Canillales	1,74	0,14	0,11	0,18	0,24	0,03	0,01	2,45	
Laguna de Enmedio	0,31	0,29	2,96	0,37	0,47	0,05	0,03	4,48	
Laguna la Larga	0,29	0,14	0,11	0,18	2,46	0,03	0,01	3,22	
Laguna de Clarinero	0,29	0,14	0,11	0,18	2,46	0,03	0,01	3,22	
TOTALES :	18,20	14,18	10,79	11,89	25,76	8,18	7,44	96,44	

Cuadro # 3 Porcentaje de peces afectados por parásitos



NOTA: El 6.7% sobre el 100% corresponde a los peces afectados por dos parásitos distintos al mismo tiempo.

CONCLUSIONES

Se encontraron 7 diferentes parásitos patógenos no descritos para Guatemala, afectando a 17 especies peces de el Canal de Chiquimulilla en el Area de Monterrico. Las especies de parásitos y los respectivos porcentajes de peces afectados por ellos son. Trematodos: *Clinostomum* sp. 15%, *Diplostomum* sp. 5% y *Crassicutis cichlosomae* 7%; se encontraron dos especies de acantocefalos el *Neoechinorhynchus rutili* y el *Octospiniferoides chandleri*, ambos con el 9%; se encontró una especie de nematode el *Spiroxys* sp. 12%; un cestode no clasificado 0.70% y un crustáceo el *Argulus* sp. 1%.

Las especies encontradas de *Clinostomum* sp. y *Spiroxys* sp. en peces de consumo humano, son causa de zoonosis.

Dos de las especies de parásitos encontradas el *Spiroxys* sp. y el *Crassicutis cichlosomae* se encontraron en agua dulce y salada en el pez de la especie *Mugil cephalus*.

Se determinó que los parásitos afectan a las distintas especies de peces en base a sus hábitos alimenticios o en base al estrato en que habitan los peces: el *Clinostomum* sp. y los acantocéfalos afectan principalmente al *Dormitator latifrons* el cual es de hábitos alimenticios de fondo; El *Diplostomum* sp. afecta principalmente al *Diapterus lineatus* y otras dos especies cuyos hábitos alimenticios son de superficie; el *Crassicutis cichlasomae* afecta principalmente a las especies del género *Cichlasomae* el cual es de hábitos alimenticios predadores o carnívoros; el *Spiroxys* sp. afecta principalmente al *Arius* sp. y a otras 6 especies de peces cuyo hábito alimenticio es predador o carnívoro. Por lo que es de suponer que los parásitos afectan a las distintas especies de peces en base a sus hábitos alimenticios o en base al estrato en que habitan los peces.

RECOMENDACIONES

Educar a las personas de la región de Monterrico a consumir la carne de pescado bien cocida debido al riesgo que pueden representar las zoonosis encontradas para la salud de la población.

Es necesario estudiar más a fondo los efectos que estas zoonosis pueden causar en nuestro medio y principalmente en las poblaciones de pescadores de la región estudiada.

Determinar los mecanismos de prevención, control y tratamiento para estas parasitosis.

Difundir la información obtenida en esta investigación en los cursos de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia así como en el CEMA y la Facultad de Ciencias Médicas ya que estos parásitos no sólo afectan a especies acuícolas de importancia económica, sino también al hombre.

Continuar con los estudios sobre estas parasitosis, sus efectos y prevalencia en peces y moluscos; en otras áreas de importancia piscícola como el mar, lagos y ríos en distintas épocas del año, ya que las poblaciones acuícolas varían según la estación y las condiciones ambientales.

RESUMEN

Se recolectaron 152 peces de 19 especies en 20 puntos de muestreo en un área de 18km. cuadrados en el Canal de Chiquimulilla en Monterrico Jurisdicción de Taxisco, Santa Rosa. Con el fin de determinar la presencia de parásitos, se observaron externamente, se revisaron las branquias, la piel, ojos, se realizaron frotis y se tiñó con verde de Metilo, se eutanasiaron, se les practicó la necropsia y se tomaron muestras de sangre las cuales se colorearon con Giemsa. Los parásitos encontrados se lavaron en solución salina al 0.06%, luego se fijaron en AFA y luego se procedieron a tipificar siendo coloreados por medio de cochinilla o clarificados con lactofenol. Los tejidos dañados de los peces se conservaron en formol al 10% para examinarlos hitopatológicamente.

El 42% de los peces recolectados se encontraba parasitado y en algunos de ellos se encontraron hasta 2 especies distintas de parásitos al mismo tiempo; ninguna de las especies de parásitos recolectados se había identificado previamente en Guatemala.

El 15% de los peces se encontraba parasitado por la metacercaria del trematode *Clinostomum* sp., en hígado, páncreas, grasa meséptica, peritoneo, vejiga natatoria, riñón, musculatura y tejido subcutáneo, se encontró afectando a cuatro especies de peces comestibles, lo que es de vital importancia ya que este parásito puede afectar al hombre.

El 5% de los peces recolectados se encontraba parasitado por la metacercaria del trematode *Diplostomum* sp. en los ojos de 3 especies.

El 7% se encontraba afectado por el trematode adulto *Crassicutis cichlosomae* en intestino de 6 especies de peces.

El 9% de los peces recolectados se encontraba parasitado por dos géneros de acantocefalos el *Neoechinorhynchus rutilli* y el *Octospiniferoides chandleri* en el intestino delgado del *Dormitator latifrons*.

El 12% de los peces recolectados se encontraba parasitado por el nematode *Spiroxys* sp. en cavidad abdominal enrollados en la grasa meséptica y peritoneo; el cual también afecta a el hombre.

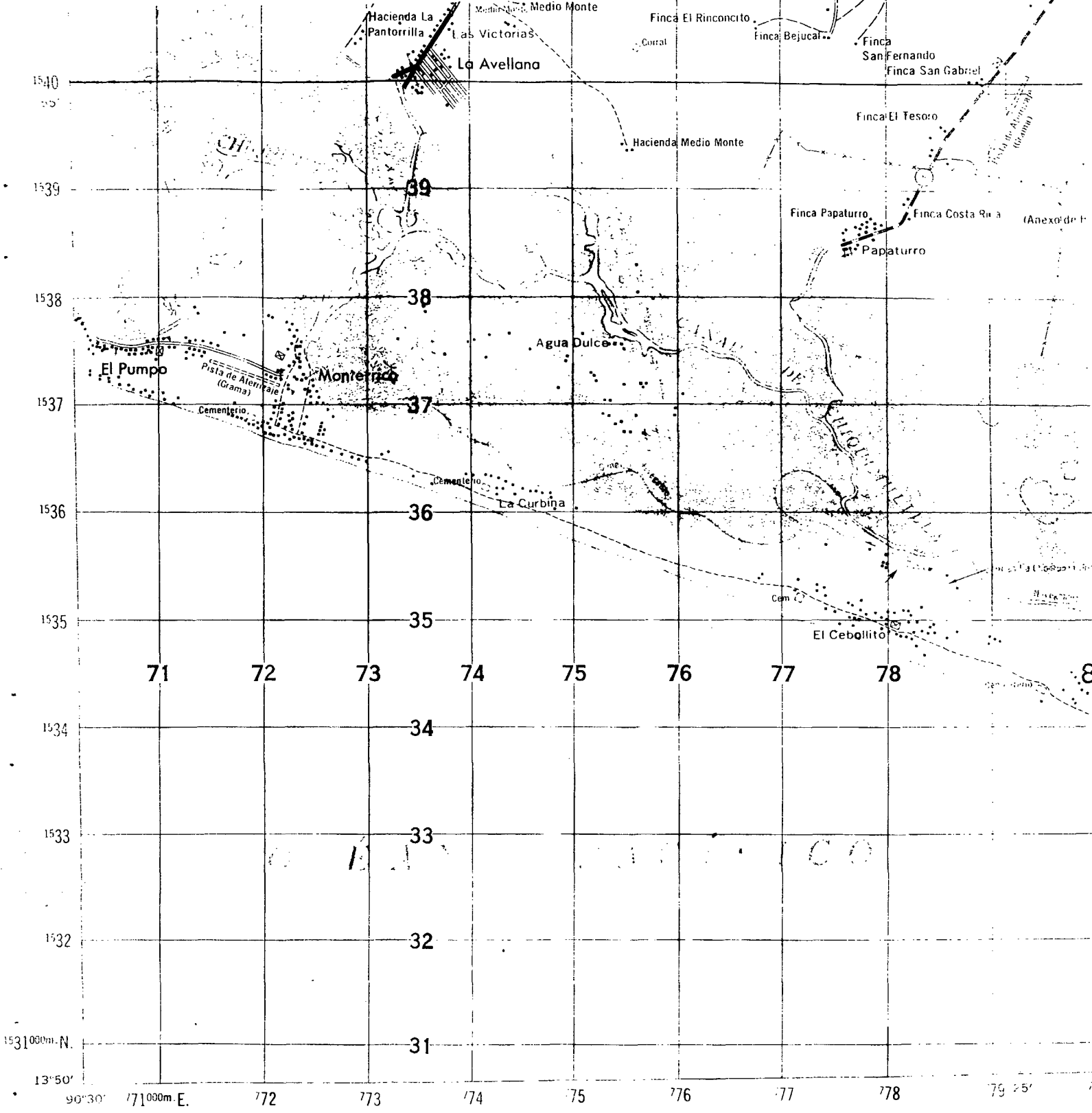
El 1% de los peces recolectados presentó un crustaceo el *Argulus* sp. en piel el cual afecta a los peces bastante a nivel de explotaciones piscícolas.

También se halló un Cestode que fue imposible clasificar por su carencia de órganos internos, se encontró en *Centropomus* sp.

Es importante recalcar en el hecho, de que se debe comer pescado bien cocido, debido a que entre las especies de parásitos encontradas hay dos que afectan a el hombre.

Todas las especies de parásitos encontrados pueden afectar cualquier explotación piscícola que se pretenda desarrollar en el área, por lo que se deben continuar los estudios de estas parasitosis, en cuanto a prevalencia y métodos de control, así como dar a conocer los hallazgos en esta materia.

ANEXOS



1a Edición IGM junio 1961; (Cuarto Tiraje) noviembre 1985

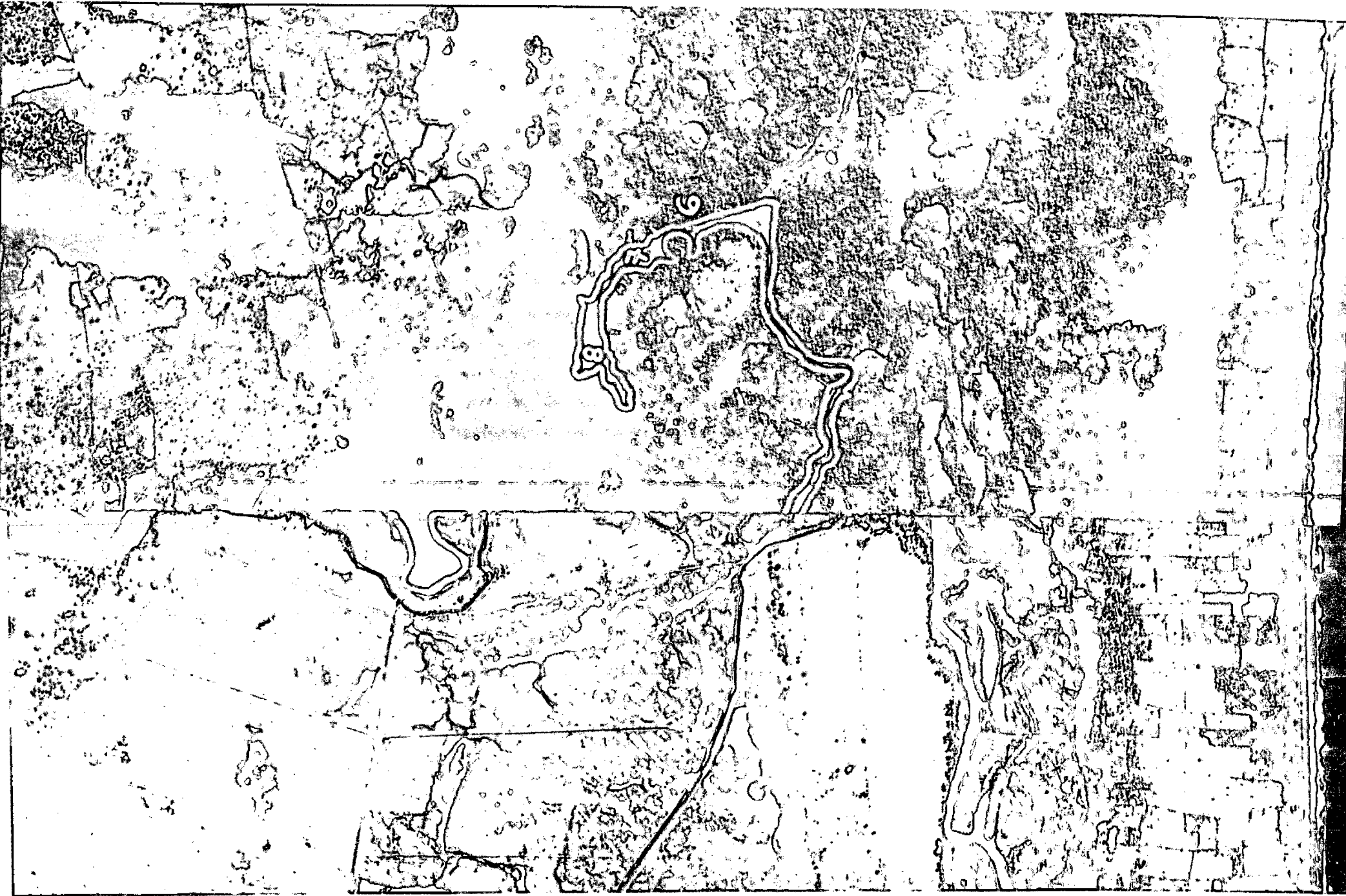
ANEXO # 1

MINISTERIO DE LA DEFENSA NACIONAL

INSTITUTO GEOGRÁFICO MILITAR

GUATEMALA, C. A.

Preparado dentro del programa colaborativo del Instituto Geográfico Militar (IGM) con el Servicio Geodésico Interamericano (IAGS) y la Agencia Cartográfica de la Defensa de los EE.UU. (DMA). Trabajos realizados por DMA: Fotografías aéreas enero-marzo 1954. Trabajos realizados por IGM e IAGS: Control horizontal y vertical; clasificación de campo 1960; compilación fotogramétrica 1960; comprobación de campo y actualización fotoplanimétrica 1960 y 1984; con fotografías aéreas 1960 y 1984; dibujo 1961 y 1985.



ANEXO # 1:
NOMBRES DE LAS LAGUNAS MUESTREADAS

1. Laguna de la Avellana
2. Estero de la Avellana
3. Estero de Monterrico
4. Laguna de Guischoyol
5. Laguna de Ramablanca
6. Laguna de Matadero
7. Laguna de San Marcos
8. Laguna de Agua Dulce
9. Laguna de Potrero Adentro
10. Laguna de Potrero
11. Laguna de Puente Grande y el Tortuguero
12. Laguna de Montesillo Adentro
13. Mar de Monterrico
14. Laguna de Guachajón
15. Laguna de Pupusas
16. Laguna de Pupusitas
17. Laguna de Canillales
18. Laguna de Enmedio
19. Laguna La Larga
20. Laguna de Clarinero

ANEXO # 2

HOJA DE DATOS:

No. de Espécimen: _____

Densidad Agua: _____

Fecha : _____

Nombre Común: _____

Punto de Muestreo: _____

Nombre Científico: _____

Hallazgos Externos:

Hallazgos internos:

Tejidos Recolectados y descripción:

parásitos encontrados:

ANEXO # 3:
NOMBRES COMUNES Y CIENTIFICOS DE LOS
PECES RECOLECTADOS

<u>NOMBRE CIENTIFICO</u>	<u>NOMBRE COMUN</u>
Arius sp.	Olesonte o bagre (X)
Centropomus sp.	Róbalo (X)
Astyanax fasciatus	Pepesca (X)
Diapterus lineatus	Ojuda
Poecilia sphenops	Pupo o bute blanco (X)
Eliostris picta	Bocuda (X)
Anableps dowell	4 ojos
Cichlasoma trimaculatum	Mojarra colorada (X)
Cichlasoma macracanthum	Mojarra negra (X)
Cichlasoma managuense	Guapote (X)
Oerochromis niloticus	Tylapia (X)
Dormitator latifrons	Pululo (X)
Gobiomurus maculatus	Guabina (X)
Gobionellus sp.	Lucerna (X)
Mugil cefalus	Lisa (X)
Mugil curema	Lebrancha (X)
Cintharinchtyis gilberti	Lenguado (X)
No clasificado	Aletas
No clasificado	Pichincha

(X): Especies consumidas por los habitantes de la región.

APENDICE

DESCRIPCION DE LOS PARASITOS OBSERVADOS

Clinostomum gracile (Leidy, 1856)

Sinonimia: Yellow grub, larva amarilla o gusano amarillo.

Genotipos: Existen aproximadamente 30 especies.

Distribución Geográfica: Cosmopolita

Epizootología: Afecta caracoles acuáticos de los géneros *Limnaea*, *Helisoma* y *Planorbis*, caracoles de tierra del género *Sabulina*, peces de agua dulce y salada, aves acuáticas piscívoras (garzas, pelícanos, gaviotas), pollos, sapos, ranas, salamandras y hombre (1, 5, 13, 17, 20, 21).

Morfología: Es un trematode digeneo. Mide de 3 a 8 mm. de largo por 1.6 mm de ancho. Cuerpo espinado, grueso, linguiforme, convexo dorsalmente y cóncavo ventralmente. Ventosa oral rodeada por un doblez en forma de collar cuando está retraída. Esófago hinchado bulbosamente en la terminación posterior sin formar una faringe típica. El ciego con una pared ondulada, abertura hacia la vesícula excretora con un lumen muy angosto. Acetábulo usualmente en el tercio anterior del cuerpo. Testículos al centro de la parte posterior del cuerpo o cerca de la extremidad posterior. El cirro está anterior al ovario o a la mitad derecha de los testículos anteriores conteniendo vesículas seminales enrolladas y el ducto eyaculador. El complejo prostático está aparentemente ausente. La abertura del atrio genital se encuentra a la derecha o al frente de los testículos anteriores. Ovarios a la derecha de la línea media entre los dos testículos. El útero puede o no llegar al acetábulo. La vitellaria se puede extender hacia el cuerpo anterior, confluentemente detrás de los testículos posteriores. Los huevos miden 104 a 140 micras de largo por 66 a 73 micras de ancho. El plexo excretor se extiende en el parénquima periferal; vesícula excretoria pequeña, en forma de "V", con poro dorsoterminal (5, 21).

Ciclo Biológico: Del hospedador definitivo normalmente aves acuáticas son eliminados los huevos cuando esta bebe agua o son deglutidos y salen con las heces. De los huevos se producen los miracidios los cuales penetran el tegumento de los primeros hospedadores intermediarios de los géneros *Limnaea* sp. o *Helisoma* sp. o *Planorbis* sp. (Caracoles), los cuales migran hacia el hígado o glándula digestiva donde se convierte en esporocisto, dentro de éste durante dos semanas se forman por partenogénesis redias y redias hijas en número de 13 y dentro de éstas, cercarias, las cuales salen en busca del segundo hospedador intermediario el cual es un pez, el que penetra por la piel, llegando a músculos o

migran a órganos internos, donde se forma la metacercaria (**fotografías 1, 2**) en un quiste de pared doble la interna formada por el parásito y la externa por el hospedador (**fotografías 4, 5, 6**), el cual se desarrollará hasta 2,5 mm. de diámetro haciéndose visible con metacercarias blanco amarillentas de 1.5 a 4 mm. de longitud por 2 mm. de ancho (fotografía 3) en un período de 3 a 20 semanas dependiendo de la temperatura del agua lo cual es importante en períodos de cuarentena. En la naturaleza el ciclo concluye cuando el pez es comido por el hospedador definitivo "ave acuática", al digerirlo disuelve el quiste que rodea la metacercaria, en 3 a 4 días se convierten en trematodos adultos que migran a la faringe y esófago del ave donde alcanzan su madurez sexual y viven por 2 semanas, luego mueren (**figura # 1**), (1, 5, 13, 17, 20, 21).

Patogenia: En los caracoles las redias pueden no solo causar daño mecánico y por lisis, sino también consumen nutrientes de ellos, en la mayoría de los casos los caracoles no son seriamente afectados pero en infestaciones severas pueden provocarles la muerte. En los peces produce quistes las metacercarias lo que usualmente produce considerables lesiones en vísceras (**fotografías 4, 5, 6**) y musculatura además deficiencia de nutrientes. En el hombre está reportada laringofaringitis por consumo de peces infectados principalmente en India, Perú y Japón; también Wintenberg describe, que los habitantes del Líbano padecen de una enfermedad conocida como "halzoun", la cual se atribuía a *Fasciola hepatica*, pero es producida por *Clinostomum compalatum*. (1, 5, 13, 16, 17, 21).

Crassicutis cichlasomae (Manter, 1936)

Distribución Geográfica: Yucatán, Florida y ahora Guatemala.

Genotipos: Sólo posee 2 especies *C. cichlasomae* y *C. marina*.

Epizootología: Peces

Morfología: Trematode digeneo de cuerpo aplanado oval. Cutícula muy gruesa, lisa, excepto por espinas rudimentarias embutidas en la cutícula de la superficie ventral. Ventosa oral grande, prefaringe presente. Faringe bien desarrollada, esófago corto, ciegos alejados de las orillas del cuerpo alcanzando casi el extremo posterior. Acetábulo no muy grande, preecuatorial. No tiene bolsa de cirro. Poro genital medial preacetabular. Ovario submedial, entre el acetábulo y los testículos. Receptáculo seminal y canal de Laurer presentes. Utero doblándose entre los testículos y el atrio genital, conteniendo algunos huevos largos. Vitellaria ocupa la mayor parte del cuerpo posterior hasta la faringe, excepto la región de las gónadas y el área periférica. La vesícula excretoria se acerca a los testículos con abertura oval (**fotografía 7**), (21). No se conoce su ciclo biológico.

Patogenia: Afecta tracto digestivo de peces por daño mecánico al fijarse y por consumo de nutrientes (21).

Diplostomum sp. (Nordmann, 1832)

Sinonimia: Proalaria (La Rue, 1926), Gusano del ojo, trematodo del ojo.

Genotipos: Existen aproximadamente 25 especies.

Distribución Geográfica: Cosmopolita

Epizootología: Afecta caracoles acuáticos de los géneros *Limnaea*, *Galva*, *Radix* y *Stagnicola*, peces de agua dulce y salada, aves acuáticas piscívoras (garzas, pelícanos, gaviotas, patos), pollos, pavos, sapos, ranas y renacuajos (1, 5, 13, 16, 17, 20, 21).

Morfología: Es un trematode digeneo. El parásito adulto mide de 2 a 4 mm. de largo por 0.48 mm de ancho. Posee dos pseudoventosas anteriores. Cuerpo usualmente bisegmentado, con la extremidad anterior más o menos trilobulada; los márgenes posterolaterales del cuerpo anterior están unidos. El órgano tribocítico de redondo a elíptico, cuyo largo es de un 20 a 50% del largo del cuerpo anterior, con una ranura medial. Cuerpo posterior más o menos con una marcada constricción del cuerpo anterior. Ovario usualmente corrido hacia un lado de la línea medial, anterior y en contacto con el testículo anterior, el cual es asimétrico y claviforme: testículo posterior más grande, bilobulado, cóncavo ventralmente. Vitellaria extendiéndose desde el acetábulo hasta la bursa copulatoria. Huevos de 92 a 111 micras de largo por 54 a 64 micras de ancho y son embrionados en las heces. Bursa en forma de una pequeña depresión o más o menos una cavidad profunda, cerca de cuya base se abre un ducto hemafrodítico (17, 20, 21).

Ciclo Biológico: Los huevos no embrionados desarrollan y eclosionan en 12 días a 24° centígrados, luego los miracidios penetran el caracol "1er. hospedador intermediario" y se convierten en esporocistos los cuales maduran en 21 días y se reproducen partenogénicamente en esporocistos hijos los cuales migran al hígado del caracol alcanzándolo en el día 26, estos maduran al día 30 y liberan furcocercarias los cuales salen del caracol en pequeñas cantidades de día y de noche, en agua con 24° a 27° centígrados éstas sobreviven hasta 35 a 48 horas. Los caracoles en invierno en climas fríos pierden la infección. Las furcocercarias penetran la piel o branquias de un pez "2do. hospedador intermediario" en cuyo proceso pierden la cola y alcanzan el sistema sanguíneo para luego migrar a la región cefálica donde alcanzan el cerebro en unas cuanta horas, a 3 días máximo y luego el globo ocular en un máximo de 7 días. En 11 días su desarrollo es completo en el cristalino y son completamente infectivas a partir del día 13 (**fotografía 8**), pueden mantenerse en este estado por más de un año, hasta que el hospedador definitivo, un ave acuática piscívora consuma el pez infectado, en la cual se desarrolla el *Diplostomum* adulto en 3 días en el tracto digestivo (**figura # 2**), (1, 5, 17,20).

Patogenia: En los caracoles se producen daños mecánicos, lisis y consumo de nutrientes por parte del parásito, pero depende de la ubicación de éste en el caracol y la cantidad de parásitos para determinar el daño el cual puede llegar a causar la muerte en aquellos caracoles que sobreviven se produce cierto tipo de inmunidad ya que éstos no suelen parasitarse de nuevo. En los peces las furcercarias al penetrar el pez producen hemorragias las cuales pueden provocar la muerte del mismo si penetra un número elevado. En el globo ocular pueden afectar el cristalino, córnea, humor vitreo, retina y humor acuoso pudiendo provocar ceguera y aumenta la presión de la cámara anterior del ojo provocando la ruptura de la córnea dando lugar a infecciones secundarias, el daño varía según el número de parásitos y el tamaño del pez pudiendo haber peces grandes con hasta 50 parásitos en un ojo sin siquiera tener ceguera mientras que en los alevines unos cuantos parásitos son muy dañinos pudiendo provocar atrofia muscular por compresión, pérdida de movimiento y disturbios metabólicos; también se han reportado daños a nivel del cerebro. Los peces ciegos no mueren pero en la naturaleza son presa fácil para los predadores, en piscifactorías éstos poseen una tasa de crecimiento limitada ya que no pueden alimentarse normalmente, también afecta la pesca deportiva con mosca. En aves marinas como gaviotas se ha señalado gran mortalidad por infestaciones masivas (1, 5, 16, 17, 20).

Neoechinorhynchus rutili (Müller, 1780)

Sinonimia: *Echinorhynchus zoega* en (Müller, 1776); *Neorhynchus* Hamann, 1892; *Eorhynchus* (Hamann, 1892); *Eosentis* (Van Cleave), 1,928 y muchos más.

Genotipos: Existen aproximadamente 46 especies.

Distribución Geográfica: Cosmopolita

Epizootología: Afecta como hospedadores intermediarios a asélidos o siálidos (*Sialis* o moscas del fango) y ostrácodos (*Cypria turneri* o *Physacypria*, globula o piojos acuáticos); como hospedadores definitivos los peces marinos y de agua dulce, batrácidos y quelónidos (1, 13, 20, 21).

Morfología: Es un acantocéfalo de cuerpo usualmente pequeño, cilíndrico, curvado o recto; la hembra mide de 5 a 10 mm. de largo por 0.35 a 0.7 mm. de ancho, los machos miden de 2 a 6 mm. de largo por 0.36 a 0.63 mm. de ancho. El sistema lacunar consiste de vesículas longitudinales mediales (dorsal y ventral) y vesículas circulares con anastomosis. Pocos núcleos hipodérmicos gigantes (usualmente 4 - 5 dorsales y 1- 2 ventrales). Probócide corta, algo globular; los ganchos de la probócide en 6 filas en espiral de tres ganchos cada uno en total 18

ganchos, los anteriores son más largos y gruesos que los de los posteriores. El receptáculo de la probólide es subcilíndrico, corto, de una sola lámina de músculo, con un ganglio cerca o en la base. Lemniscos digitiformes a filiformes, largos, con unos cuantos núcleos gigantes. Testículos continuos y cerca o no de la región central algunas veces en la mitad posterior del tronco. Glándula de cemento cincitial, con varios núcleos; reservorio de semento redondeado, traslapado con la glándula de cemento. Huevos ovales a elípticos con cáscara concéntrica, miden de 30 - 40 X 14 - 21 micras (**fotografía 9**), (21).

Ciclo Biológico: Los huevos son ingeridos por el hospedero intermediario "ostrácodos o siálicos" y al eclucionar originan la acanthella, éstos penetran la cavidad corporal, desarrollándose en una forma juvenil no enquistada en un período de 54 - 69 días. Todas las otras especies de este género tiene un segundo hospedador intermediario donde se enquistan pudiendo ser caracoles y peces no predadores, algunos autores consideran que *Neoechinorhynchus rutili* también posee su ciclo de esta forma, el período de maduración ya sea con un segundo hospedero intermediario o sin él puede durar más de 6 meses y la duración de su vida es desconocida (**figura # 3**), (1, 4, 8, 13, 20).

Patogenia: El daño se da principalmente a nivel del intestino del pez, produciendo leucocitosis, hiperhemia e hiperplasia del tejido conectivo, ulceración, formación de una cápsula alrededor del parásito y consumo de nutrientes, además otros acantocefalos producen toxinas por lo que es posible que éste también las produzca.

Octospiniferoides chandleri (Bullock, 1957)

Genotipos: Unicamnete dos *Octospinifer macilentus* en el lago Michigan y *Octospinifer torosus* en California.

Distribución Geográfica: En la costa de Texas sólo se encontraron dos hembras.

Epizootología: Afectan peces de agua salada y dulce(21).

Morfología: Acantocéfalo casi cilíndrico, cónico posteriormente, con núcleos hipodérmicos gigantes mayormente localizados en la línea mediodorsal. Sistema lacunar con vesícula longitudinal mediodorsal y anastomosis reticular. Probosis globular más ancha que larga con 8 a 10 hileras de 3 espinas cada una. Receptáculo de la probosis subcilíndrico, corto, con un ganglio en su base. Lemniscos moderadamente largos, con unos cuantos núcleos gigantes. Testículos adyacentes en el tercio medio del cuerpo. Glándula de cemento sincitial con varios núcleos, separada de los testículos. Huevos elípticos con cáscara fina, ciclo biológico y patogenia desconocidas por lo que debe ser similar a *Neoechinorhynchus* (**fotografía 10**), (21).

Spiroxys sp. (Schneider, 1866)

Sinonimia: Threadworm (gusano hilo).

Genotipos: Existen aproximadamente 8 especies.

Distribución Geográfica: México, U. S. A., India y Argelia.

Epizootología: Afecta a Cyclops sp. como hospedero intermediario; El segundo hospedador intermediario o vector mecánico son las larvas y adultos de Triturus sp., ranas y sus renacuajos, ninfas de libélulas, caracoles del género Limnea y peces; Los hospedadores definitivos son anfibios y quelónidos (1, 5).

Morfología: Es un nematode de cuerpo no armado. Labios anchos, con cutícula interna engrosada y un diente filudo dirigido hacia adelante. Collar cuticular rudimentario o ausente. Cavidad bucal termina en un vestíbulo corto, esófago cilíndrico (**fotografía 11**). El macho posee cola cónica, con alas caudales bien desarrolladas, vesícula seminal agrandada, algunas veces con depresión en forma de ventosa con ubicación preanal. 11 pares de papilas caudales, de las cuales dos son ventrales y sésiles. Espículas desiguales y delicadas, gubernáculo sin color. Las hembras con la vulva en la región central de el cuerpo, vagina dirigida hacia adelante, útero opuesto (**fotografía 12**). Ovíparas, los huevos con una cáscara delgada, incolora y punteada (21).

Ciclo biológico: Su hospedador intermediario es un artrópodo del género Cyclops, luego este puede pasar directamente al hospedador final o tener un vector mecánico como peces (5, 21).

Patogenia: No esta muy definida aún cuando en un folleto del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de Norteamérica en el cual aparecía este parásito, se recomendaba que la carne de pescado se cocinara bien, debido a que podía afectar a los humanos a nivel intestinal y en algunos casos a nivel mesentérico.

Argulus sp. (Müller, 1,785)

Sinonimia: Piojos de los peces, garrapatas de los peces.

Genotipos: Existen aproximadamente 55 especies.

Distribución Geográfica: Cosmopolita

Epizootología: Afecta a peces de agua dulce y salada (1, 13, 17,).

Morfología: Es un crustáceo que adulto llega a medir de 6 a 22 mm. de longitud. Presenta cabeza, tórax y abdomen. La cabeza está cubierta por un caparazón en forma de herradura aplanada cuya morfología sirve para diferenciar las especies. Existen varios apéndices en la cabeza que tiene cápsulas suctoras, antenas, pedicelos maxilares, estilete preoral, glándulas basales, ventosas, ganchos-pinzas, etc. El tórax presenta cuatro segmentos, con un par de patas nadadoras en cada uno. El abdomen es un segmento simple bilobulado (**fotografía 13**), (17).

Ciclo biológico: Es bastante complicado. Las hembras maduras abandonan al hospedador y ponen los huevos en la vegetación y demás elementos acuáticos, entre 40 y 250 huevos. Dentro del huevo se producen varios estados larvarios (nauplius, metanauplios y formas de copépodo tempranas) y pueden eclosionar en copépodo o nauplius. Tiene lugar numerosas mudas durante las que se comportan como parásitos, pero abandonan al hospedador al momento de cada muda, así como para la reproducción. Dependiendo de la temperatura ambiente, la duración del ciclo biológico oscila entre 40 y 100 días (1, 13, 17).

Patogenia: El parásito penetra la piel del pez por medio del estilete o aguijón oral y se alimenta de sangre e inyecta una toxina citolítica que provoca una inflamación y úlcera en este punto lo que da lugar a infecciones secundarias. Este aguijón es capaz de matar a los alevines de los peces. La toxina produce síntomas de escaso crecimiento, nado aberrante con movimientos muy rápidos. También transmite varias enfermedades virales, bacterianas y parasitarias como la trypanosomiasis y sanguinícola (1, 13, 17).

CESTODE ENCONTRADO:

Este cestode se encontró en cavidad abdominal, parcialmente segmentado y posee poros genitales irregularmente alternos. Cualquier otro órgano aún no está desarrollado por lo que es imposible su clasificación (**fotografía 14**).

Lámina # 1

**MORFOLOGIA Y CICLO BIOLÓGICO DEL
Clinostomum sp.**

A. Trematodo adulto. **B.** Miracidio. **C.** Sporocisto madre. **D.** Redia hija. **E.** Cercaria. **F.** Metacercaria. **G.** garza (Hospedador definitivo). **H.** Caracol (Primer hospedador intermediario). **I.** Pez (Segundo hospedador intermediario).

1, ventosa oral; **2,** ventosa ventral; **3,** esófago; **4,** intestino; **5,** testículos; **6,** ovario; **7,** oviducto; **8,** útero; **9,** glándulas vitelinas; **10,** papila apical; **11,** glándula apical; **12,** glándulas de penetración; **13,** células grandes nucleadas; **14,** masa germinal; **15,** manchaocular; **16,** papila lateral; **17,** faringe; **18,** cercaria; **19,** prefaringe; **20,** cola; **21,** furca corta; **22,** túbulo excretorio de la cola; **23,** glándula de Mehlis.

a, trematode adulto en la boca de la garza; **b,** huevos no embrionados ovipositados en la boca siendo lavados hacia el agua cuando la garza pesca o son deglutidos y expulsados por la heces; **c,** los huevos desarrollan y eclosionan en el agua; **d,** miracidio de vida libre con una sola masa germinal adentro; **e,** miracidio penetrando al caracol primer hospedero intermediario; **f,** esporocisto madre con redia madre desarrollándose; **g,** redia madre adulta con redia hija desarrollándose; **h,** redia hija conteniendo varias cercarias en distintas etapas de desarrollo; **i,** cercarias descansando en posición característica en el agua; **j,** cercaria penetrando pez; **k,** cercaria migrando en tejidos subcutáneos; **l,** metacercaria enquistada en músculos de pez; **m,** garza es parasitada al tragar un pez que alberga la metacercaria la cual es liberada en el estómago por los jugos gástricos; **n,** metacercaria liberada de los tejidos; **o,** trematode joven escapa del quiste y migra hacia adelante a través del esófago y faringe a la cavidad oral donde madura en 3 días y se mantiene allí por dos semanas, luego se pierde (20).

Clinostomum sp.

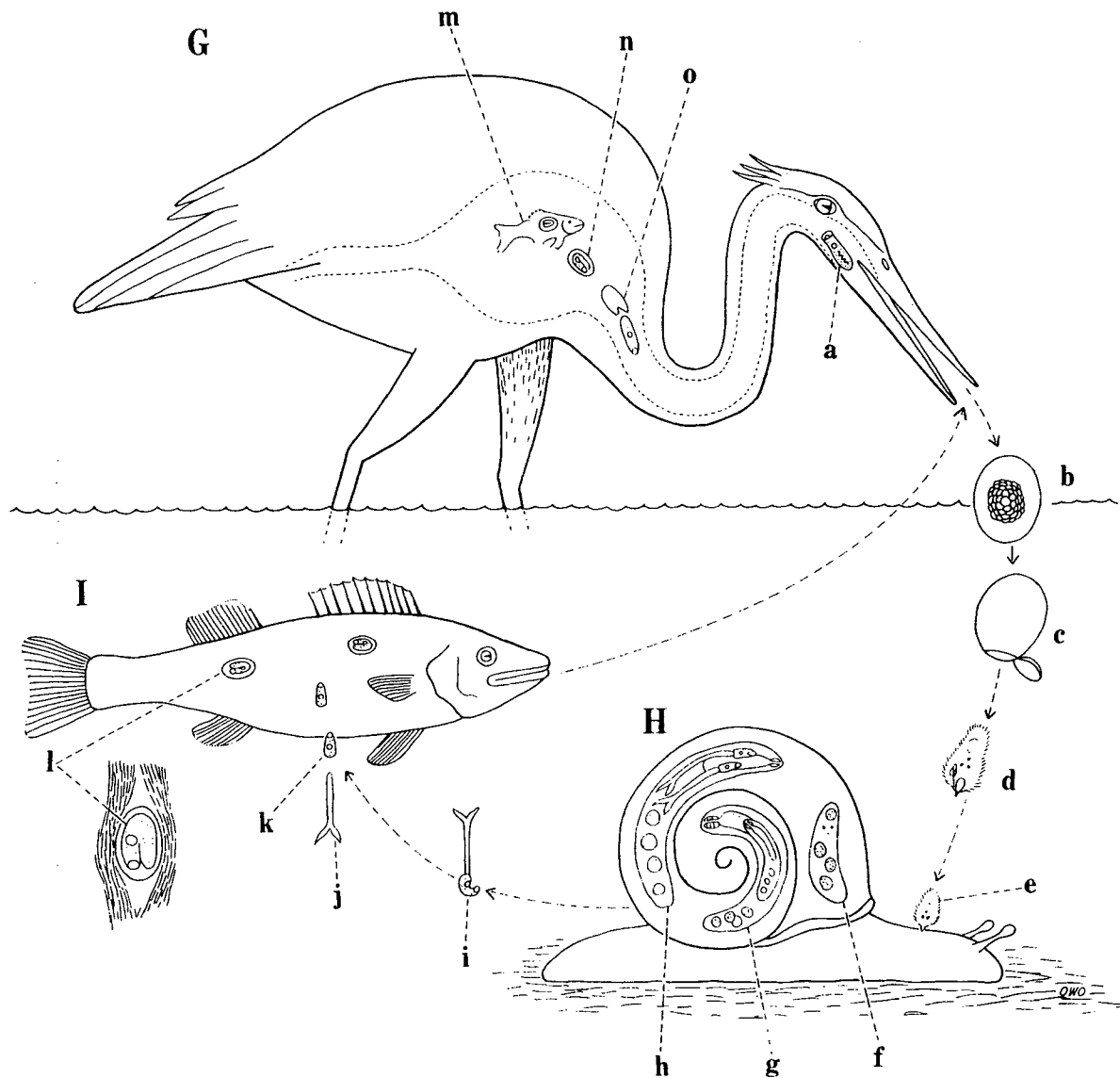
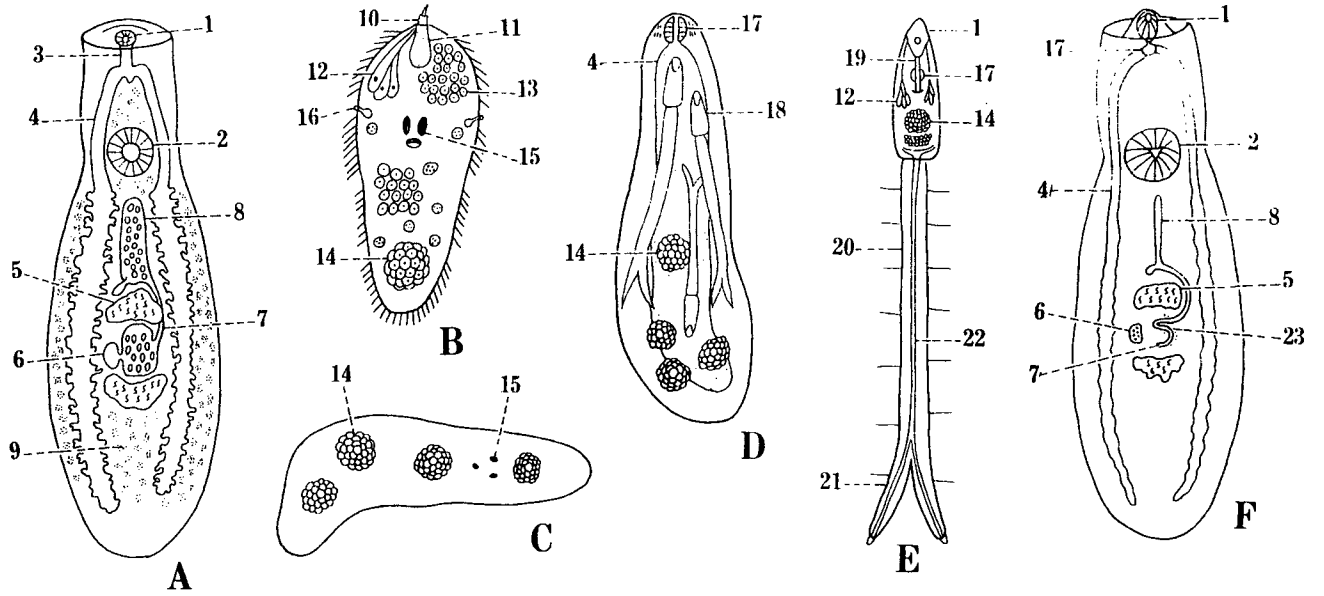


Lámina # 2

MORFOLOGIA Y CICLO BIOLÓGICO DEL *Diplostomum* sp.

A. Vista ventral de un trematode adulto. B. Vista lateral izquierda de un trematode adulto. C. Miracidio. D. Esporocisto madre joven. E. Esporocisto madre maduro. F. Esporocisto hijo maduro. G. Cercaria faringeado con cola de tenedor. H. *Diplostomum* de 5 días de edad. I. *Diplostomum* de 9 días de edad. J. Vista lateral derecha de un *Diplostomum* adulto. K. Vista ventral de un *Diplostomum* adulto. L. Vista ventral de un *Diplostomum* adulto con pseudoventosas evertidas. M. Pato Mallar hospedero definitivo. N. Caracol primer hospedero intermediario. O. Corte lateral de pez segundo hospedero intermediario.

1, cuerpo anterior; 2, cuerpo posterior; 3, pseudoventosa; 4, ventosa oral; 5, ventosa ventral; 6, glándula adhesiva; 7, faringe; 8, esófago; 9, crura intestinal; 10, 11, ootipo; 12, testículo; 13, vesícula seminal; 14, glándula vitelina; 15, huevos en útero; 16, poro genital; 17, glándula apical; 18, mancha ocular; 19, canal excretor; 20, célula flama; 21, esporocistos hijos desarrollándose en esporocistos madre; 22, masa germinal; 23, esporocisto hijo completamente desarrollado; 24, poro de nacimiento; 25, cercaria desarrollándose en esporocisto hijo; 26, glándulas de penetración; 27, cola de la cercaria; 28, vejiga excretoria; 29, túbulo excretor de la cola; 30, furca de la cola; 31, pseudoventosa evertida; 32, anlagen genital.

a, Trematode adulto en el intestino del hospedero definitivo; b, huevos ovipositados en el intestino; c, huevos no desarrollados en las heces; d, Huevos desarrollados en el agua donde eclosionan los miracidios; e, miracidio penetrando el caracol primer hospedero intermediario; f, miracidio pierde cubierta ciliada y se convierte en joven esporocisto madre; g, esporocisto madre con masa germinativa y esporocisto hijo desarrollándose; h, esporocisto hijo maduro con cercaria desarrollándose; i, Cercaria madura con cola bifurcada escapando del caracol al agua; j, cercaria suspendida en el agua en posición característica; k, cercaria penetrando branquias del pez en cuyo proceso pierde la cola; l, cercaria en la arteria braquial aferente; m, cercaria escapando de la arteria braquial aferente; n, cercaria penetrando lóbulo óptico del cerebro; o, cercarias aglomeradas en lóbulo óptico; p, cercaria ubicada en tejido muscular; q, metacercaria en lóbulo olfatorio; r, metacercaria en córnea, retina y cámara posterior; s, pato parasitándose al ingerir pez; t, Metacercaria liberada del pez por jugos gástricos; u, metacercaria libre en estómago; v, metacercaria escapando del quiste; w, trematode joven se adhiere a pared del intestino y madura en 3 o 4 días (20).

Diplostomum sp.

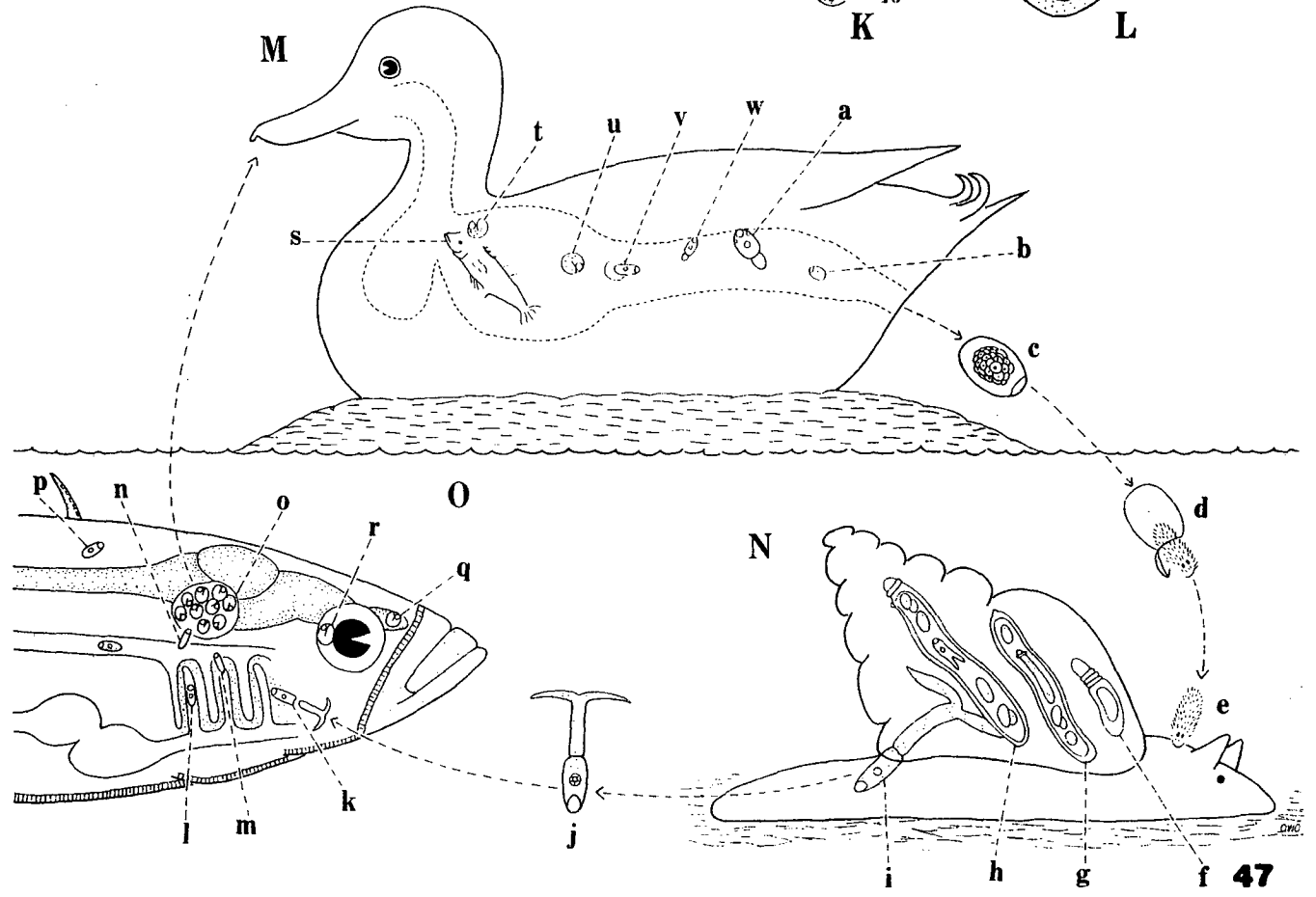
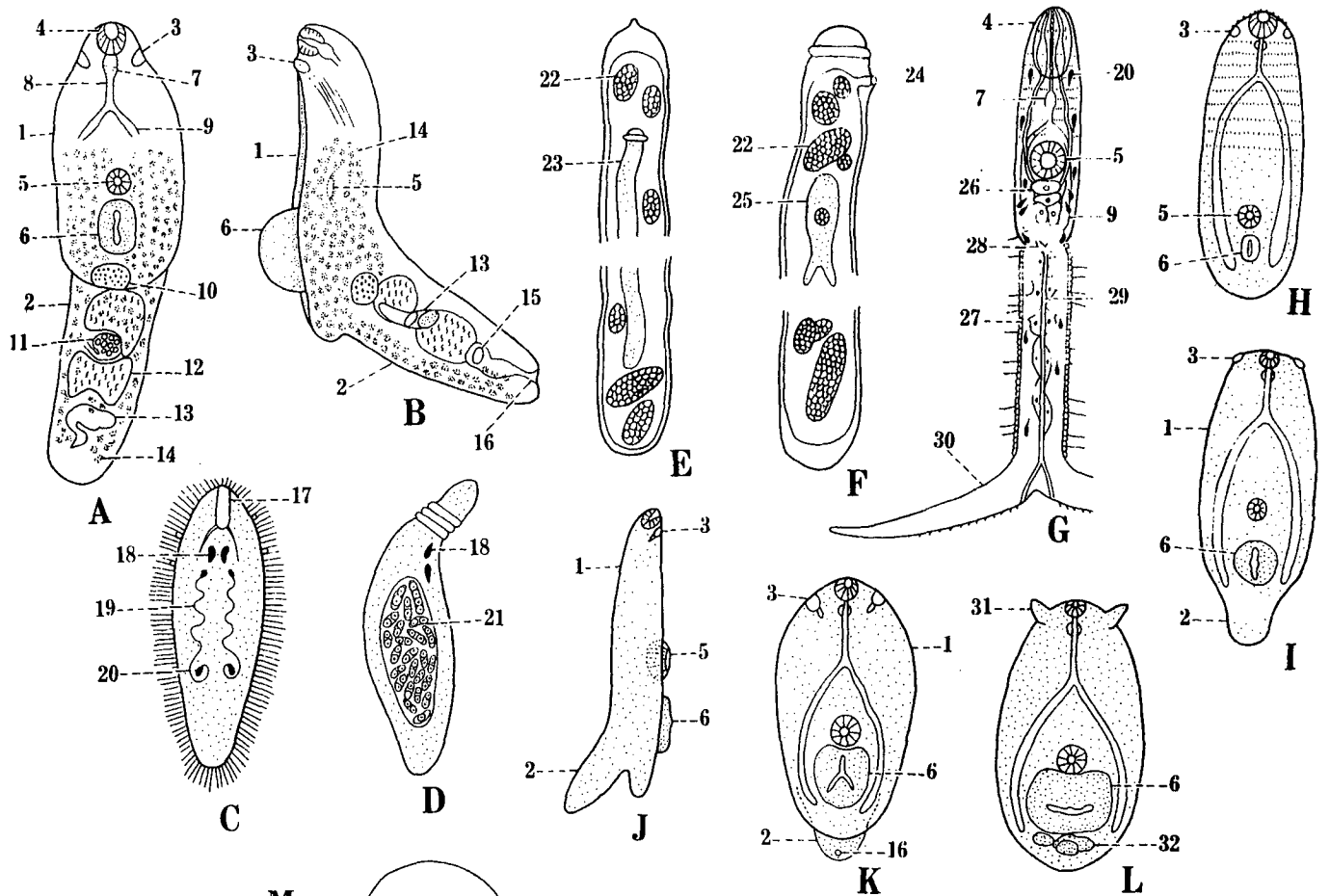


Lámina # 3

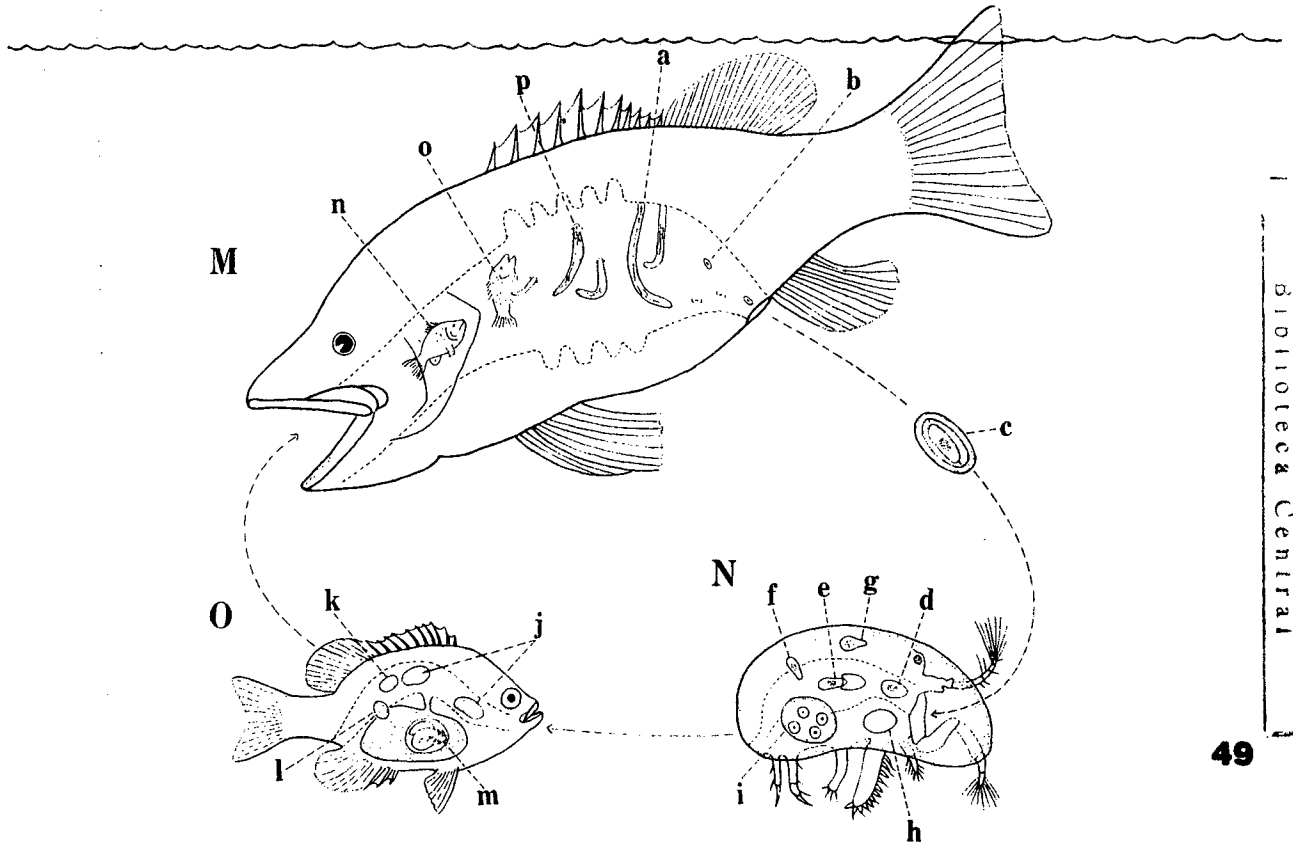
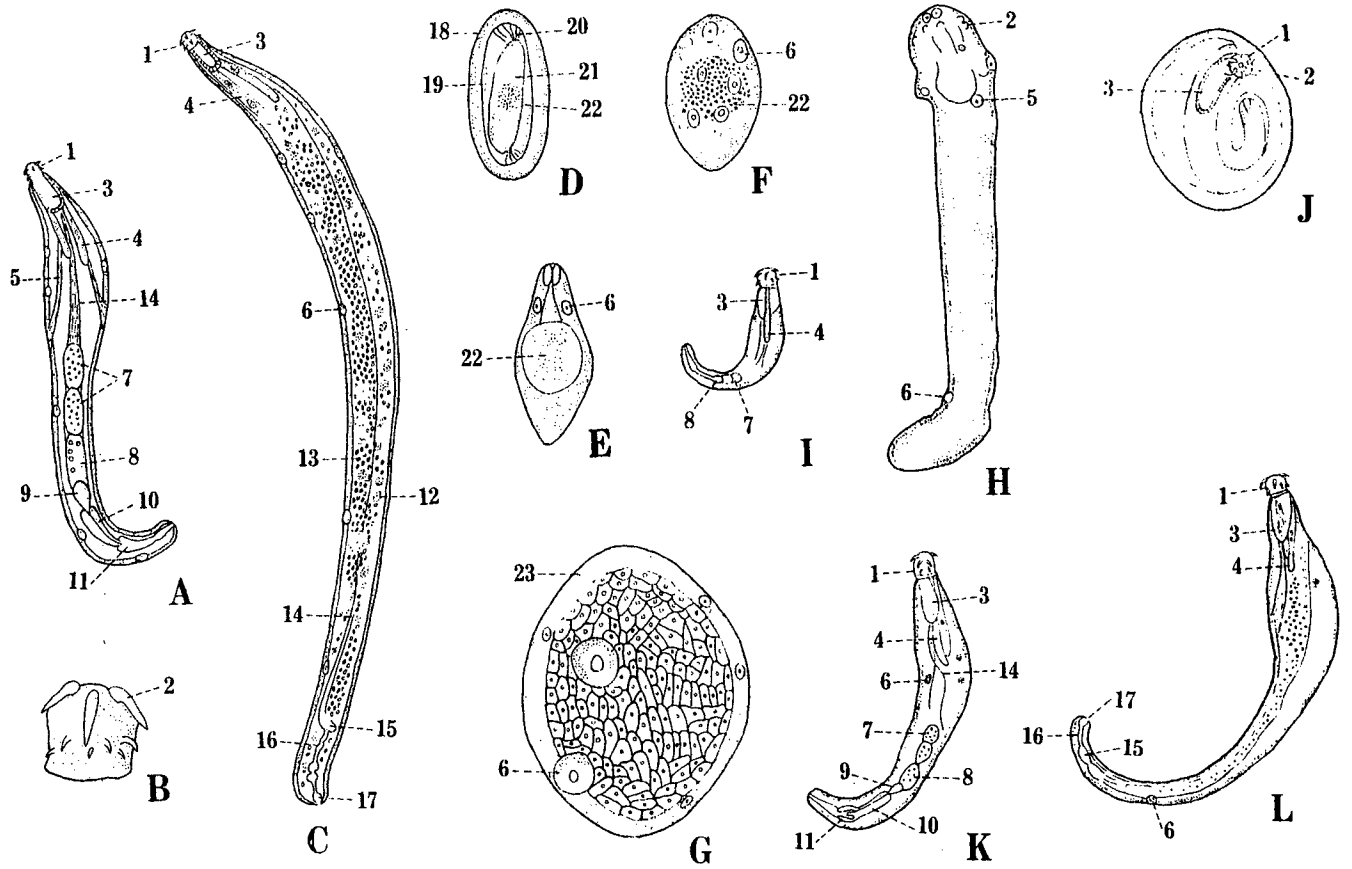
MORFOLOGIA Y CICLO BIOLÓGICO DEL *Neoechinohynchus rutili*

A. Macho adulto. **B.** Probosis mostrando la distribución de los ganchos. **C.** Hembra adulta. **D.** huevo. **E.** Embrión luego de 24 horas de ser ingerido por el ontracodo. **F.** Embrión en ontracodo al 10mo. día. **G.** Embrión en ontracodo al día 20. **H.** Embrión en ontracodo al día 28. **I.** Macho inmaduro en ontracodo. **J.** Hembra inmadura enquistada en el hígado de pez segundo hospedador intermediario. **K.** Macho inmaduro en quiste de hígado de pez segundo hospedador intermediario. **L.** Hembra inmadura de quiste. **M.** Pez hospedador definitivo. **N.** Ontracodo primer hospedador intermediario. **O.** Pez pacífico segundo hospedador intermediario.

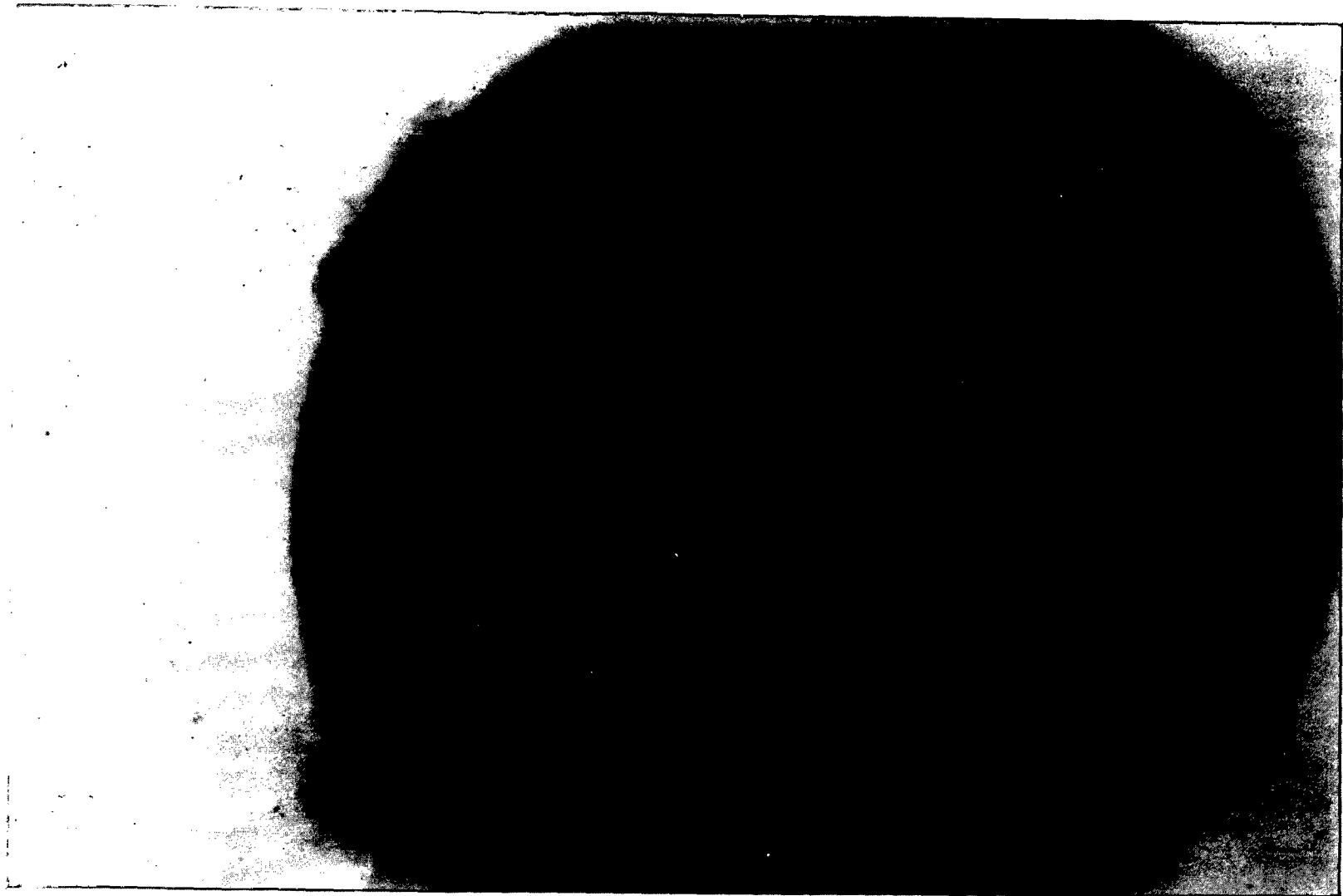
1, Probocis con ganchos; 2, gancho de probocide; 3, receptáculo de la probocis; 4, lemnisco; 5, músculo retractor del receptáculo de la probosis; 6, núcleo gigante de la pared corporal; 7, testículos; 8, glándula de cemento cincitial; 9, reservorio de cemento; 10, vesícula seminal; 11, bursa copulatoria; 12, bolsa ovarial u ovario flotante; 13, huevos; 14, ligamentos; 15, campana uterina; 16, útero; 17, vagina; 18, cáscara externa del huevo; 19, cáscara interna del huevo; 20, dobleces de la cáscara al extremo del acantor; 21, acantor; 22, masa nuclear del acantor; 23, Anlagen de la subcutícula.

a, hembra adulta y macho adulto más pequeño juntos en la pared intestinal; **b**, huevos; **c**, huevos embrionados eliminados por las heces al agua; **d**, huevo digerido por ontracodo; **e**, acantor eclosionando del huevo; **f**, acantor enterrándose en la pared del buche; **g**, acantor en cavidad corporal; **h**, acantor creciendo; **i**, acantella joven; **j**, ontracodo en buche del segundo hospedador intermediario pez; **k**, acantella joven escapando del ontracodo al ser digerido; **l**, acantella atravesando el intestino delgado y llegando al hígado del segundo hospedador intermediario pez; **m**, acantella completamente desarrollada y enquistada en hígado de pez; **n**, pez pacífico parasitado siendo ingerido por pez carnívoro hospedador definitivo; **o**, acantella liberada por digestión en el intestino; **p**, jóvenes acantocelofos hembra grande y macho pequeño en intestino, liberados del quiste e hígado (20).

Neoechinorhynchus sp.



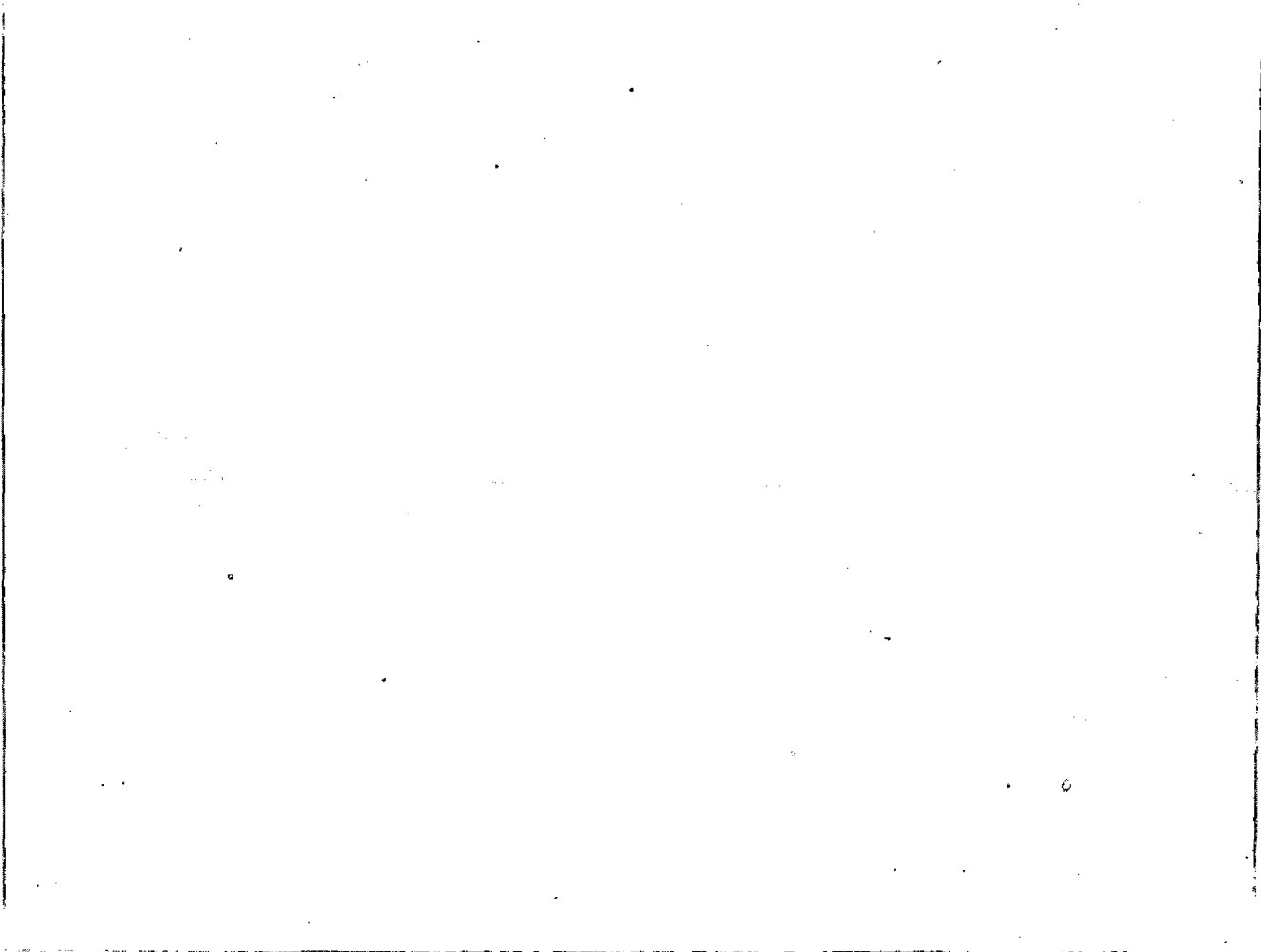
PREPARED BY LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
BIBLIOTECA CENTRAL



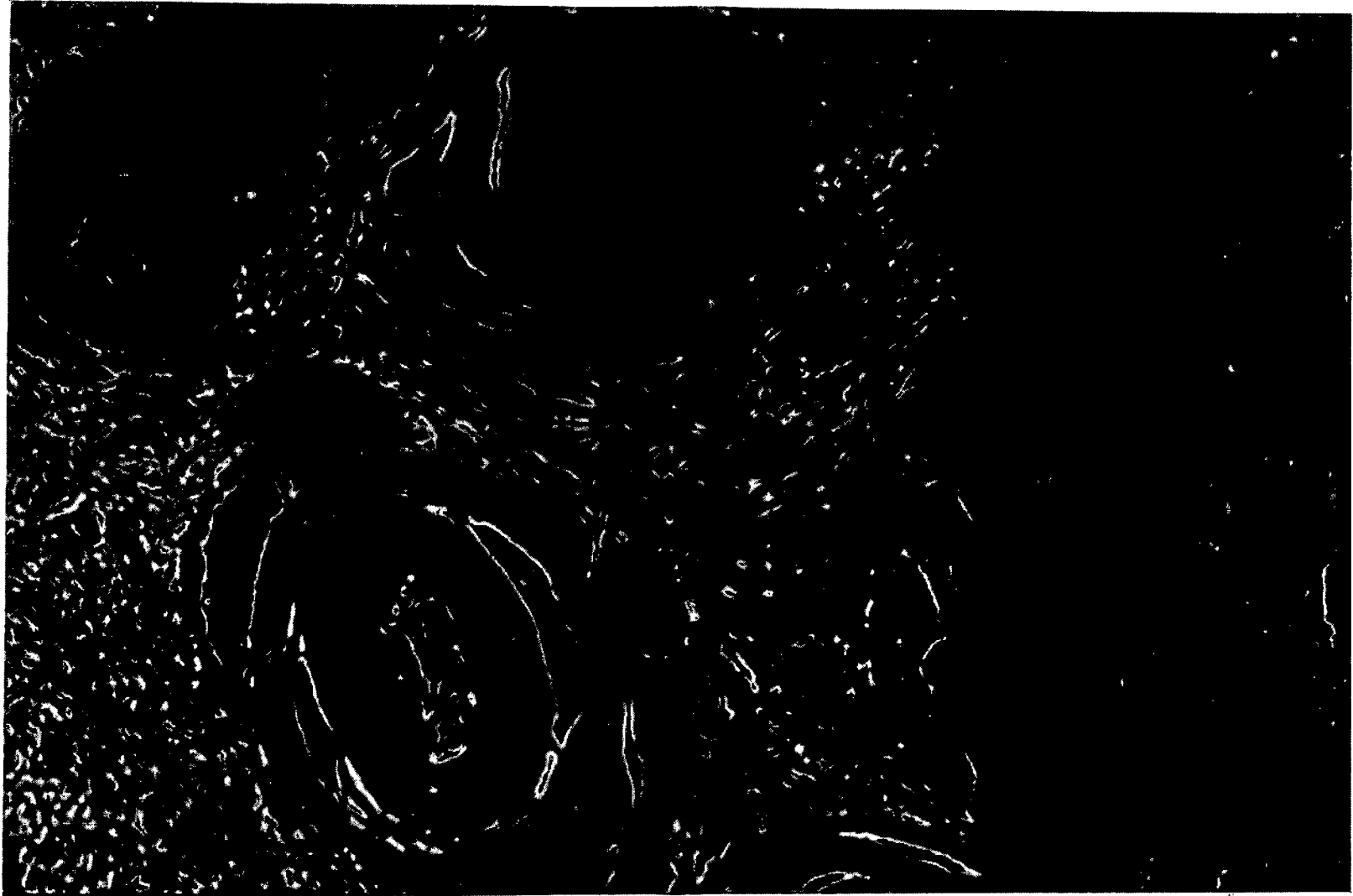
Fotografía 1 : Quiste de *Clinostomum* sp. extraído de un hígado de 500 micras de diámetro. Obsérvese en su interior la metacercaria en la que se distingue la ventosa.
450 X.



Fotografía 2 : Metacercaria de *Clinostomum* sp. de 300 micras extraída de un quiste a nivel hepático, todavía no tiene desarrollados sus órganos internos solo la ventosa oral. 450 X.



Fotografía 3 : Metacercaria de Clinostomum sp. de 4 mm. de largo encontrada en cavidad abdominal, ésta ya se encuentra en estado infectivo. 40 X.

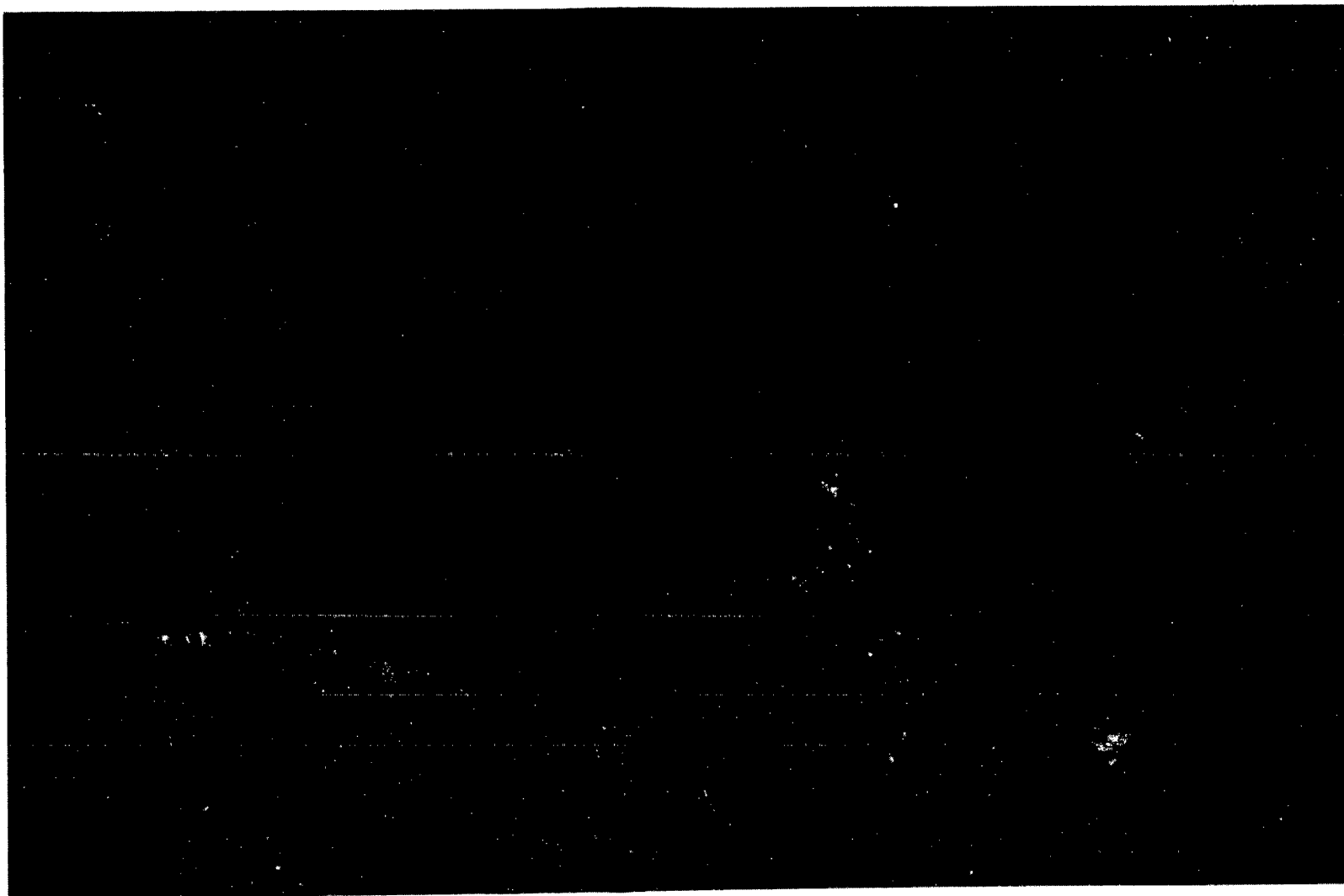


Fotografía 4 : Corte histológico de hígado de pescado en la que se observan 4 quistes de metacercarias de *Clinostomum* sp.; se puede apreciar el daño que ha sufrido el tejido y la clásica doble pared del quiste. 750 X.



Fotografía 5 : Corte histológico de hígado de pescado en la que se observa un quiste de metacercarias de *Clinostomum* sp. el cual se encuentra más desarrollado que el anterior y también se ve claramente el daño al tejido. 450 X.

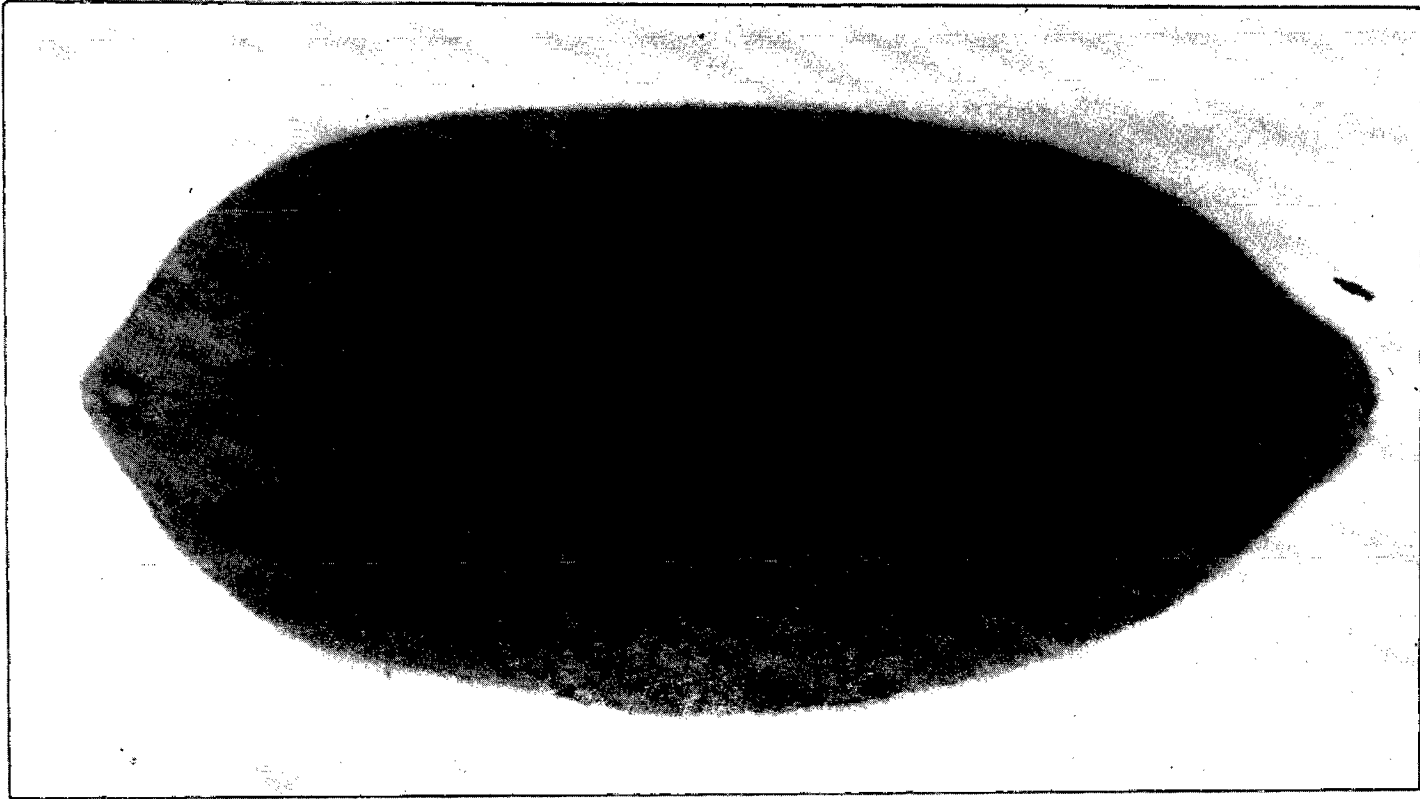
PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central



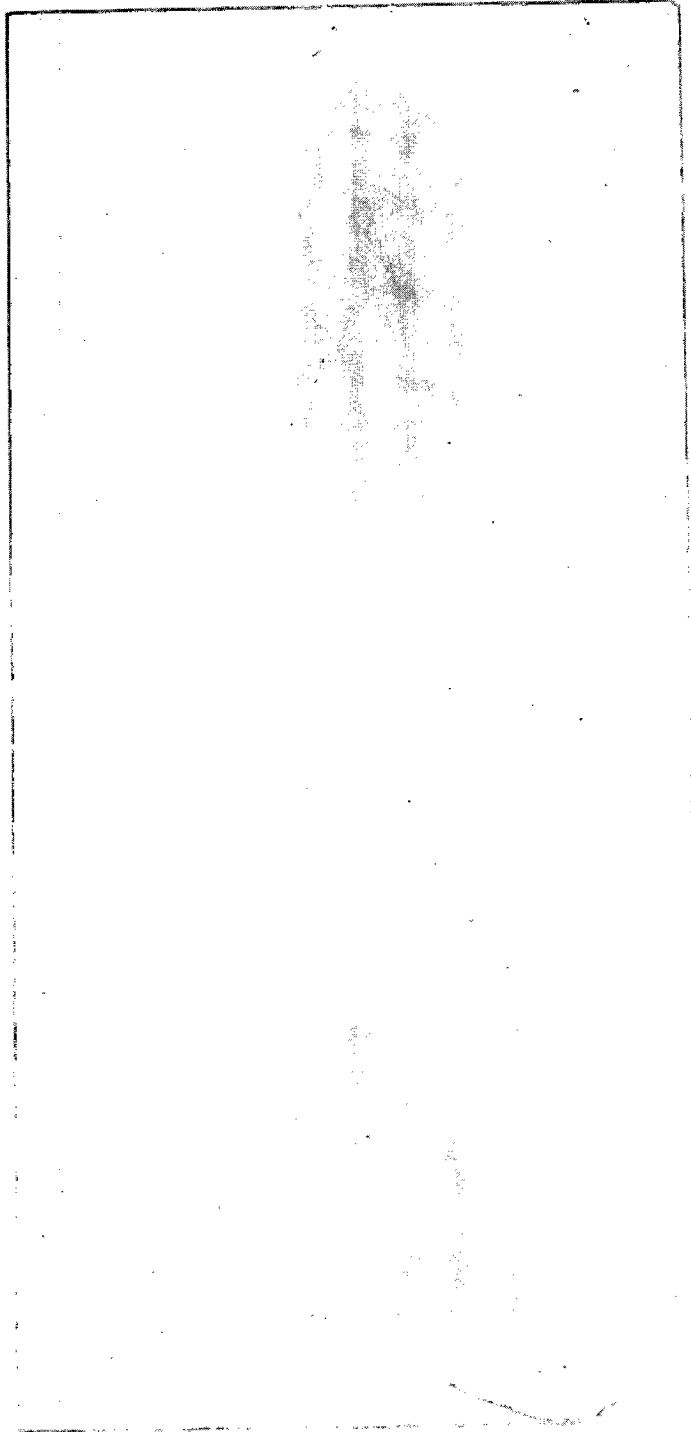
Fotografía 6 : Corte histológico de hígado de pescado en la que se observan un quiste de metacercarias de *Clinostomum* sp. en el cual se ve claramente la doble pared del quiste. 1000 X.



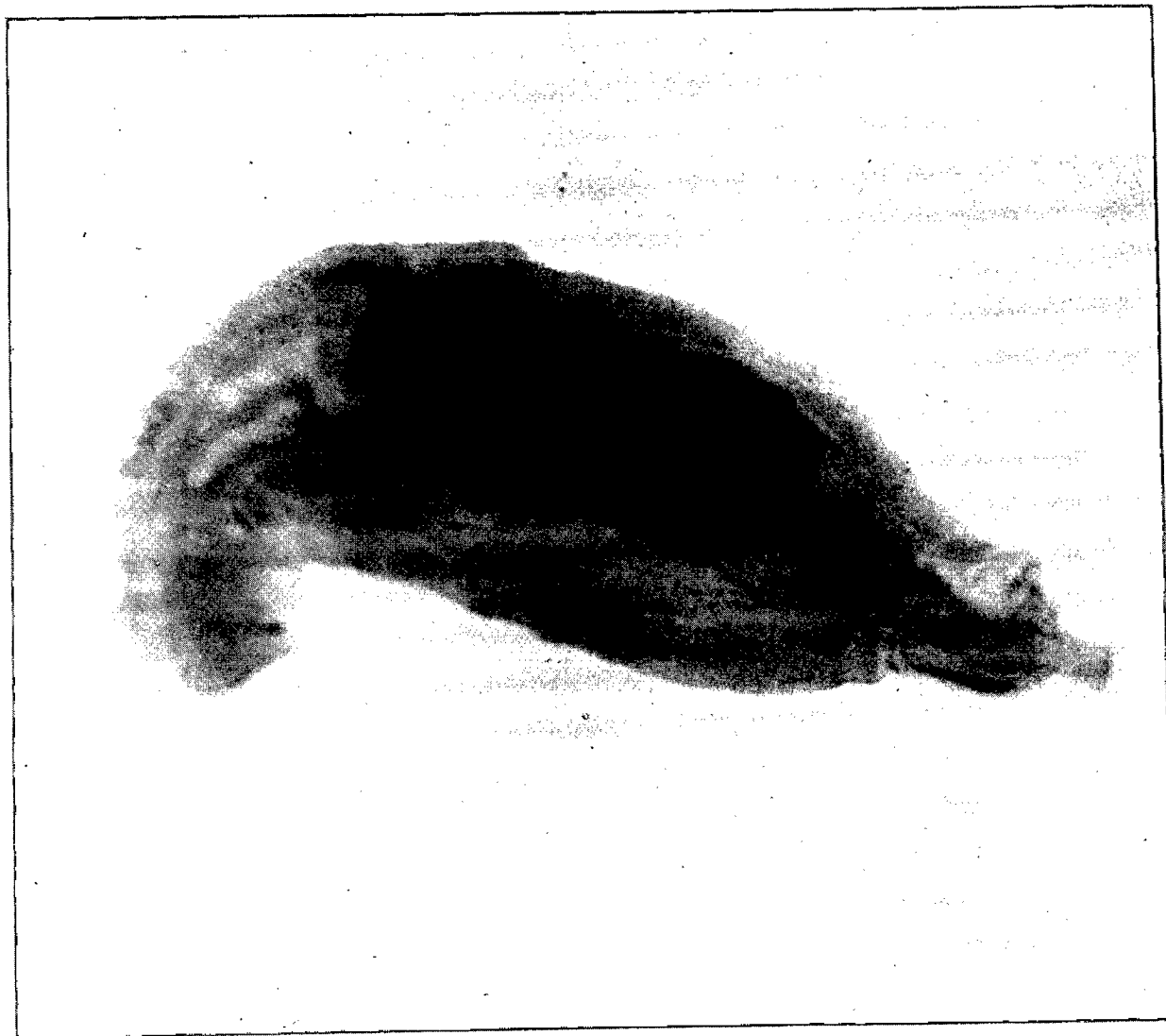
Fotografía 7 : *Crassicutis Cichlasomae*, Trematode adulto en el cual se pueden distinguir todos sus órganos. 100 X.



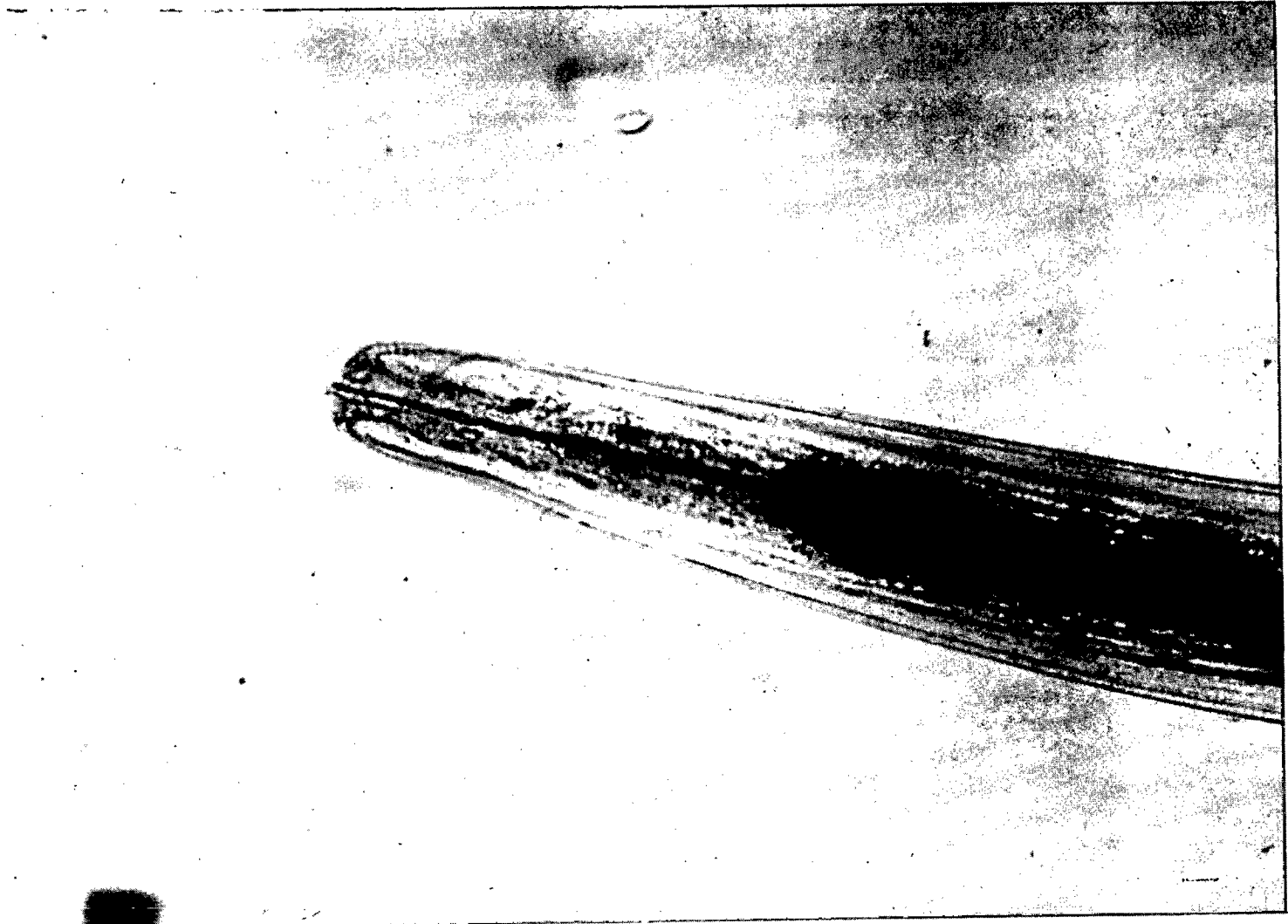
Fotografía 8 : Metacercaria de *Diplostomum* sp. extraída de la cámara anterior del ojo de un pescado. 100 X.



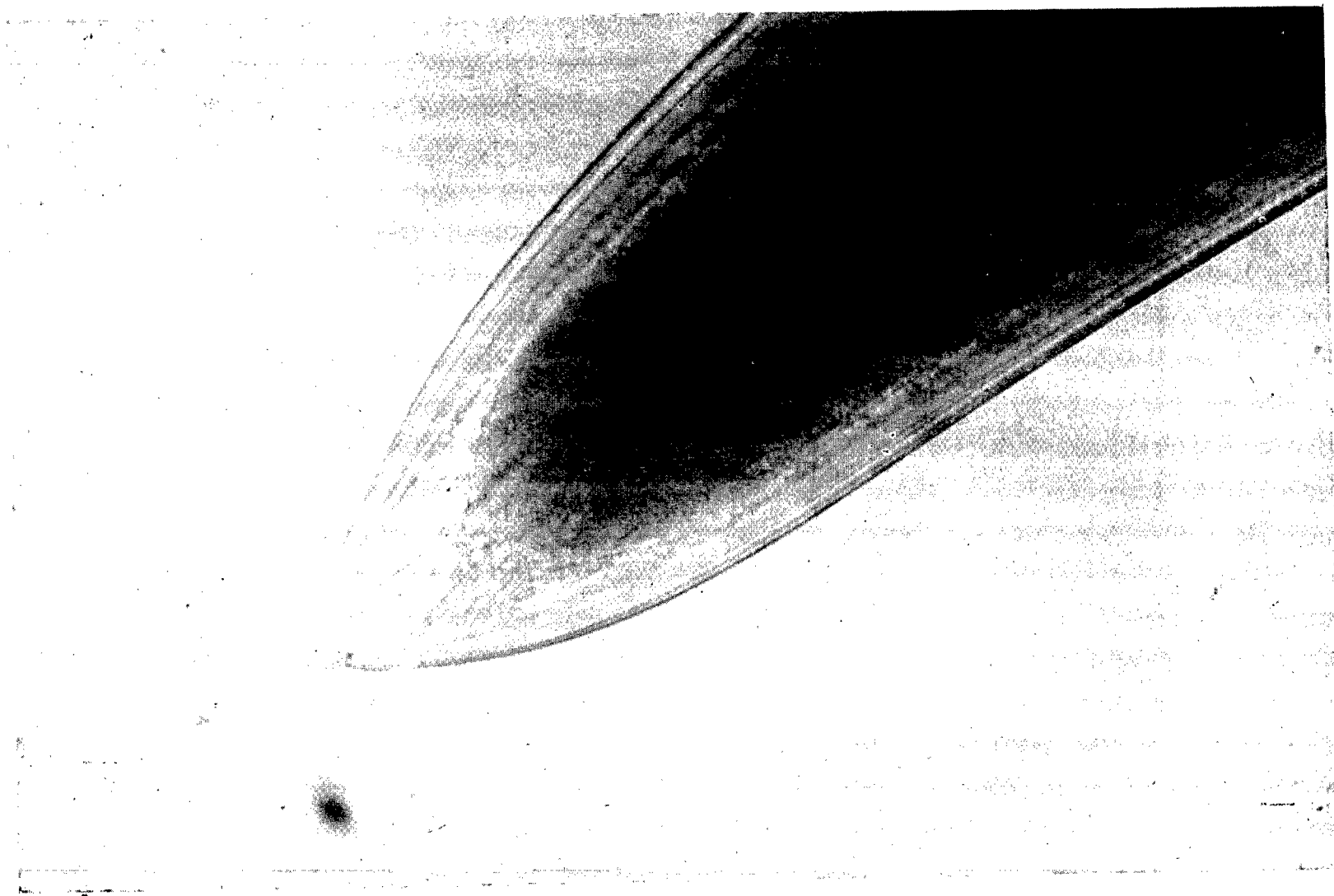
Fotografía 9 : Neoechinohynchus rutili, hembra. 100 X.



Fotografía 10 : Octospiniferoides chandleri, macho. 100 X.



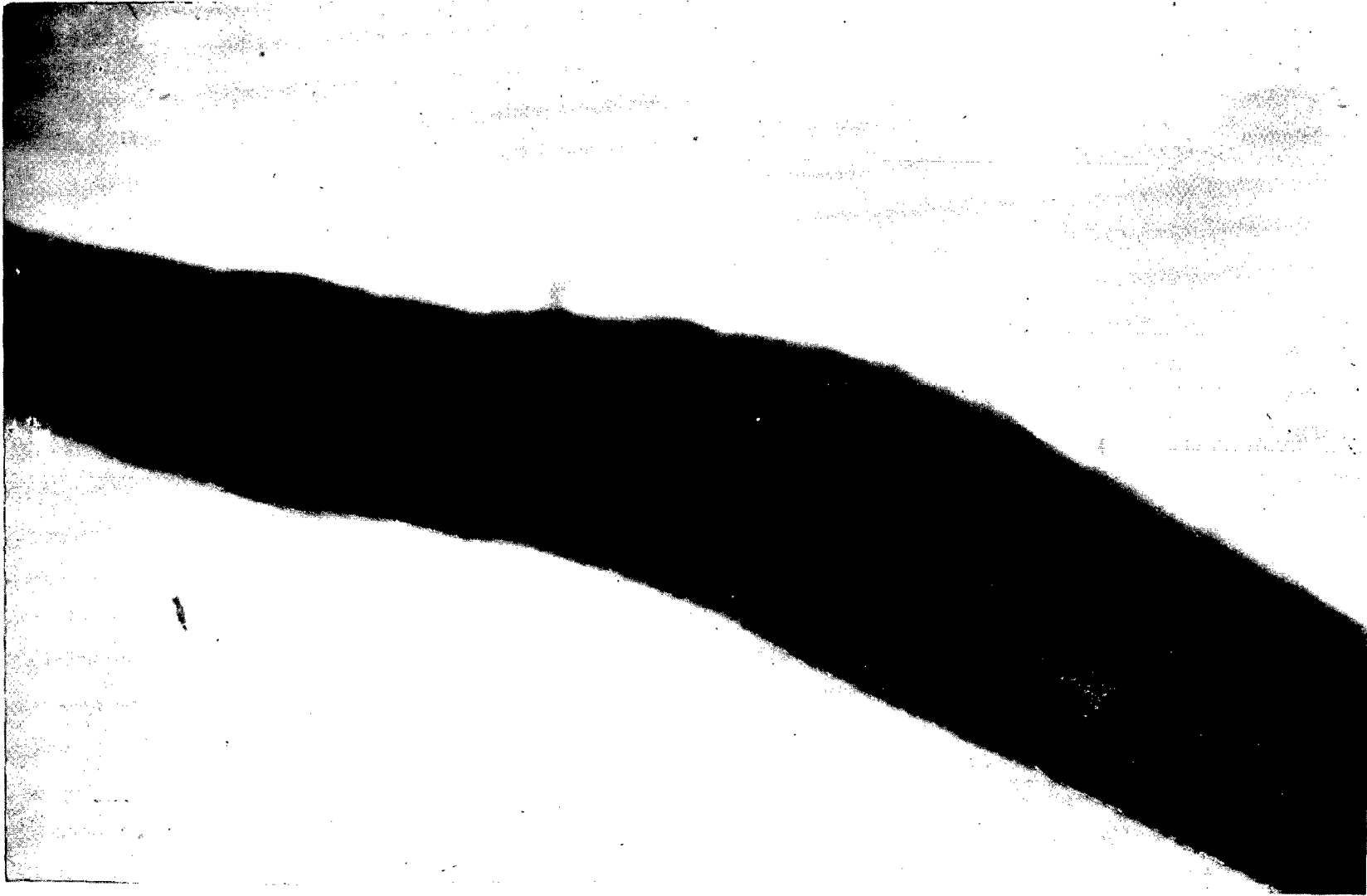
Fotografía 11 : Spiroxys sp. Hembra. Extremo anterior del cuerpo. 40 X.



Fotografía 12 : Spiroxys sp. Hembra. Extremo posterior del cuerpo.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
BIOLOGÍA GENERAL

Fotografía 13: Argulus sp. vista ventral. 40 X.

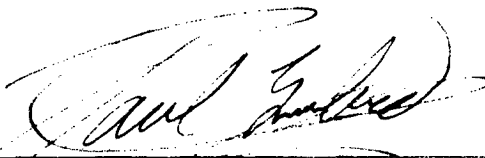


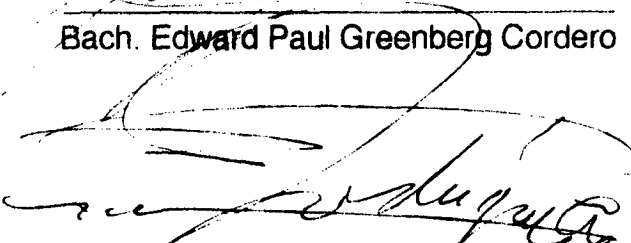
Fotografía 14 : Cestode, obsérvese los poros genitales irregularmente alternos y los pseudoproglótidos. 40 X.

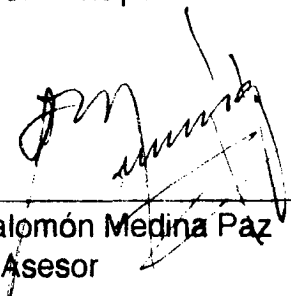
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

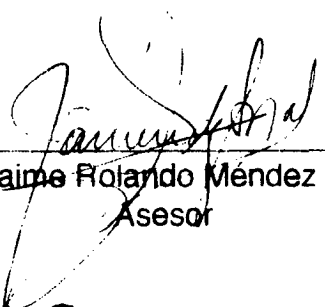
1. AMLACHER, E. 1,970 . Textbook of Fish Diseases. Trad. por D. A. Conroy y R. L. Herman. New Jersey, T.F.H. Publications. 302 p.
2. ANDREWS, Ch.; EXELL, A. and NEVILLE, C. 1,988 . Fish Health. Ed. by Geoff Rogers, New Jersey, Tetra Press Publications. 208 p.
3. AXELROD, H. R. and VORDEWINKLER, W. 1,987. Peces Tropicales en el Hogar. Trad. por E. M. Almaraz. 18 ed. México, Compañía Editorial Continental. 144 p.
4. CABALLERO, E. 1,988. parásitos y Enfermedades del Bagre. Ed. por F. Jiménez. 2 ed. México, Secretaría de Pesca. 216 p.
5. CHENG, T. C. 1,964. The Biology of Animal Parasites. Philadelphia, W. B. Saunders Company. 727 p.
6. HERNANDEZ, L. A.; RAMBOUX A. C. 1,982. Catálogo de Peces e Invertebrados Marinos de la Costa del Pacífico de Guatemala. Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación; ONU. 91 p.
7. HOFFMAN, G. L.; SINDERMANN, C. J. 1,974. parásitos Comunes de Los Peces. Trad. por A.I.D. México, Alianza para el Progreso. 20 p.
8. JIMENEZ, F.; GALAVIZ, L.; SEGOVIA, F. 1,984. parásitos y Enfermedades de la Lobina. México, FONDEPESCA. 138 p.
9. KUDO, R. R. 1,971. Protozoology. 5 ed. Illinois, Charles C. Thomas Publisher. 1173 p.
10. LEVINE, N. D. 1,967. Protozoan Parasites of Domestic Animals and of Man. 3 ed. Minnesota, Burgess Publishing Company. 412 p.
11. PERES, L. A. 1,982. Piscicultura Ecología Explotación Higiene. México, Editorial El Manual Moderno, S. A. 154 p.
12. REICHENBACH-KLINKE, H. H. 1,976. Claves Para el Diagnóstico de las Enfermedades de los Peces. Trad. por M. Cordero. 2 ed. Zaragoza, Editorial Acribia. 89 p.

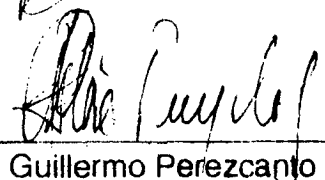
13. REICHENBACH-KLINKE, H. H. 1,982. Enfermedades de los peces. Trad. por J. E. Escobar. 2 ed. Zaragoza, Editorial Acribia. 507 p.
14. RILEY, W. A.; WALLACE, F. G. 1,959. Animal Parasites and Parasitism. 7 ed. Minnesota, Burgess Publishing Company. 120 p.
15. RODRIGUEZ, H. 1,981. parásitos Piscícolas en Aguas Continentales de Colombia. Colombia, Inderesa. 54 p.
16. ROBERTS, R. J. 1,981. Patología de lo Peces. Trad. por M. C. Blanco. Madrid, Ediciones Mundi-Prensa. 366 p.
17. SOULSBY, E. J. L. 1,987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias En Los Animales Domesticos. Trad. por A. R. Martínez y F. A. Rojo Vásquez. 7 ed. México, Nueva Editorial Interamericana. 823 p.
18. UNTERGASSER, D. 1,989. Handbook of Fish Diseases. Trans. by H.H. Hirschhorn. Edited by H. R. Axelrod. New Jersey, T. F. H. Publications. 159 p.
19. U. S. A. DEPARTMENT OF AGRICULTURE. 1,984. Animal Health. Edited by J. Hayes. U.S.A., U. S. Government Printing Office. 646 p.
20. WILFORD, O. 1,967. Animal Parasites. 2 ed. Minneapolis, Burgess Publishing Company. 431 p.
21. YAMAGUTI, S. 1,961. SISTEMA HELMINTHUM. Volumen I, II, III, IV y V. New York. Intercience Publishers Ltd. 1261 p.
22. ZARZUELO, E. 1,981. Principales Enfermedades Infecciosas de los Peces. Barcelona. Editorial Aedos. 175 p.


Bach. Edward Paul Greenberg Cordero


Dr. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Asesor Principal


Dr. Angel Salomón Medina Paz
Asesor


Dr. Jaime Rolando Méndez Sosa
Asesor


Imprimase: Dr. José Guillermo Perezcano Fernández
Decano

