

78
20je.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**BOTHRIOCEPHALOSIS EN CARPAS,
TERAPIA Y CONTROL:
ESTUDIO RECAPITULATIVO.**

T E S I S

QUE PRESENTA:

MARIA DEL ROCIO GONZALEZ VIEIRA

PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Asesor:

M.V Z. MARIA ESTELA ANA AURO ANGULO



MEXICO, D. F.

1994

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Para mi esposo Carlos, mi agradecimiento
por su gran amor, apoyo y comprensión.
Que sus ambiciones se cumplan.

A mis hijos: María+, Elías y Abraham,
gracias por tantas satisfacciones y
su cariño. Que Dios los cuide.

Para mi madre no hay palabras para
agradecer sus sacrificios, su gran
fotaleza y su amor. Bendita seas madre.

Para mi papá agradezco su apoyo y
confianza. Dios te guarde.

Para mi hermana Leticia, doy las más
sinceras gracias por ser como una se
gunda madre y una amiga comprensiva.

Para Ma. de los Angeles, Miguel,
Arcelia, Ana, Ricardo, Daniel,
Alberto, Elsa y sus compañeros (as),
hijos (as).

Y

A la Sra. Carlota, Sr. Salvador, Irma,
Salvador, Cecilia, Laura, parejas e hijos;
Que la familia siga siendo un sostén para
unificarnos más.

Mi reconocimiento para la
M.V.Z. Ana Auró por guiarme
hasta el término de esta
tesis.

Mi gratitud a la M.V.Z. Marcela
Fragoso, M.V.Z. Irene Cruz M.,
M.V.Z. Norberto Vega, M.V.Z. Luis
Ocampo, Biól. D. Osorio.

I N D I C E

Resumen	1
I. Introducción	2
II. Análisis de la Información	2
Ciclo Biológico	9
Signología	10
Figura # 1	11
Patología	12
Prevención y Control	13
Productos para el control del parásito en el huésped definitivo	15
Productos que actúan contra el huésped intermediario	23
Literatura citada	26

R E S U M E N

María del Rocío González Vieira. "Bothriocephalosis en carpas, terapia y control: Estudio recapitulativo". Bajo la dirección de M.V.Z. María Estela Ana Auró Angulo.

Se revisó la literatura concerniente a la profilaxis y terapia de carpas más importantes desde 1934 en que se describió y denominó la enfermedad y el agente etiológico, haciendo incapié en aquella usada en granjas piscícolas mexicanas tanto gubernamentales como privadas; encontrándose que existen variables no controladas como la resistencia a los antihelmínticos, número de huevos infectantes, no logrando la eliminación de los parásitos, observándose la prevalencia de este céstodo sobre distintas especies, incluso de ornato. Es por esto que se requiere una legislación actual, para la exportación e importación de especies acuícolas, evitando la diseminación indiscriminada de enfermedades con grandes pérdidas económicas para el país.

I. INTRODUCCION

En el amplio mundo de la producción de los peces de agua dulce, existe un incremento, gracias a la producción intensiva sistematizada y con éste el de las enfermedades de los peces, entre ellas, las parasitosis que reducen el valor económico del pez Sheperd (32). Las infestaciones por céstodos son muy comunes en los peces y son de importancia en piscicultura Solsby (33), los céstodos adultos que se localizan en el intestino provocan una enteritis, retraso del crecimiento e incluso la muerte del pez Osorio (25), Solsby (33). Los peces también se infestan con plerocercoides de muchos céstodos Solsby (33).

II. ANALISIS DE LA INFORMACION

La búsqueda de la información se llevó a cabo manualmente y en forma computarizada através de bancos de datos especializados como A.S.F.A., A.G.R.I.S., C.A.B.S.

Las infestaciones por este céstodo se han venido propagando en varios Estados de la República Mexicana abarcando un 81% de prevalencia de la infección, Salgado, et. al. (29).

Se puede llegar al control de la enfermedad, desde el momento del ingreso al país de cualquier vida acuática, exigiendo la documentación sanitaria adecuada que esten libres de parásitos y enfermedades infectocontagiosas, para posteriormente ser cuarentenados en estanquerías de Centros Piscícolas y finalmente distribuirlos a

diferentes Estados de la República.

Los trabajos sobre este parásito han sido realizados tanto por investigadores mexicanos, extranjeros y en grupo.

Esta enfermedad es difícil erradicarla, ya que se ha llevado a explotaciones extensivas, donde el tratamiento es incosteable. Solo se puede hablar de control en explotaciones intensivas donde se puede tomar medidas de prevención y erradicación del problema.

Se hacen tratamientos en explotaciones intensivas sobre todo contra el huésped intermediario, donde se utilizan medidas preventivas de bajo costo y gran efectividad. El tratamiento con prazicuantel se obtiene buenos resultados pero se ha observado que está creando cierta resistencia y su costo es elevado, siendo solamente costeable en reproductores. Uno de los medicamentos de mayor versatilidad que se ha utilizado por diferentes vías de administración en distintas dosis es el Yomesan, su costo es moderado y se utiliza tanto en adultos como alevines. Para un mejor control sobre *Bothriocephalosis* se deberán seguir reglas estrictas de prevención y manejo sobre todo en los Centros Acuícolas dedicados a la distribución de peces.

Yamaguti describió en 1934 al céstodo *Bothriocephallus acheilognathi* en Japón (36), parasitando a *Acheilognatus rhombea*, este parásito es enzoótico de China, Japón y el Río Amur Cockrum (6), Koerting (14), Whishes (35).

El Biól. Salgado (29), informó que en el año de 1965 se introdujeron en

México 6,000 "carpas herbívoras" Ctenopharingodon idella importadas de China e infestadas con B. acheilognathi al Centro Piscícola de Tezontepec de Aldama, Estado de Hidalgo, a partir de esta fecha y con el logro de su reproducción, estas fueron distribuídas, a los principales ríos, lagunas y presas del país de acuerdo con el Primer Plan Ciprinícola de la Secretaría de Pesca (1972). Lo mencionado anteriormente nos permite tener una idea aproximada de la magnitud del problema ya que la prevalencia de la infeccción en este Centro para 1980, se estimó entre el 53 y el 81.2% Salgado, et. al. (29); lo que determinó que aún cuando el número de peces parasitados incluidos en los lotes trasladados pudiera ser bajo, los lugares de recepción al reunir las condiciones adecuadas para el desarrollo del céstodo, se transformarán en sitios de mantenimiento y de distribución potencial de la helmintiasis; asímismo el traslado de peces efectuado por particulares, aunque en menor escala, es un factor que contribuye de manera permanente a la distribución del parásito García y Osorio (9).

En la actualidad se encuentra en Michoacán, Lago de Pátzcuaro, C. Zacapu, P. Infiernillo, P. Adolfo López Mateos Conejo (7), Marín (18), Osorio (24); Estado de México, Ci. Lerma, P. Goleta, C. Tiacaque; Estado de Hidalgo, C. Tezontepec, P. Endo; Estado de Jalisco, L. Chapala Sanabria (30), García y Osorio (9); Estado de Tlaxcala, C. Atlangatepec Alarcón (1); Estado de Campeche, L. El Vapor Guillén (10); Esta de Puebla, P. Manuel Avila Camacho Cobo (5).

El último estudio sobre la distribución de la Bothriocephalosis fué descrita por García y Osorio (9); encontrándose en: Micropterus salmoides "lobina negra o trucha", Chirostoma estor "pez blanco", Ch. grandocule "charal blanco", Melaniris balsanus, Conejo (7), García (9), Osorio (24), Salgado (29).

Ciprinidos: Algansea lacustris "akúmara", A. rubescens "popocha", Ctenopharingodon idella "carpa herbívora", Carassius auratus "carpa dorada", Ciprinus carpio specularis "carpa espejo", C. c. communis "carpa común", C. c. rubrofuscus "carpa barrigona", Megalobrama amblicephala "carpa brema", Notropis sallei "salmichi". La coincidencia de varios factores, como son la existencia de condiciones ambientales propias para el desarrollo del céstodo y la presencia de hospederos intermediarios y definitivos adecuados, combinada con su gran plasticidad genética, determinó que en solo 25 años, B. acheilognathi haya invadido 15 especies de peces, muchas de las cuales se exhiben patrones conductuales y de alimentación distintos entre sí, lo que viene a confirmar la elevada capacidad adaptativa de este helminto Conejo (7), García (9), Osorio (24), Pérez (26), Salgado (29).

De acuerdo con la revisión histórica de la taxonomía de B. acheilognathi señalada por Guillén (10) y de acuerdo con la registrada por Molnar (21), se considera que B. opsarichthydis; B. gowkongensis y B. phoxini son sinónimos de B. acheilognathi Andrews (2), Mitchell and Hoffman (20).

La clasificación taxonómica de Bothriocephalus acheilognathi según Yamaguti en 1934, es:

PHYLUM	Platyhelminthes	Gengenbaur, 1859.
CLASE	Cestoidea	Shmidt, 1986.
SUBCLASE	Eucestoda	Southwell, 1863.
ORDEN	Pseudophyllidea	Carus, 1863.
FAMILIA	Bothriocephalidae	Blanchard, 1849.
GENERO	<u>Bothriocephalus</u>	Rudolphi, 1808.
ESPECIE	<u>B. acheilognathi</u>	Yamaguti, 1934.

Guillén (10), Mitchell and Hoffman (20).

PHYLUM - Platyhelminthes (Gengenbaur, 1859). Son animales multicelulares de un nivel orgánico desarrollado; triploblásticos, de simetría bilateral. Los espacios entre los órganos del mesodermo están ocupadas por un parénquima (células mesenquimatosas). El cuerpo generalmente está aplanado en sentido dorso ventral y no muestra segmentación verdadera Cockrum (6).

CLASE - Cestoidea (Shmidt, 1986). Tegumento con gruesa cutícula pero no tiene cilios, rabditos ni células numerosas; cuerpo alargado, generalmente dividido en "segmentos" (proglótides); estructuras adhesivas usualmente restringidas al extremo anterior; no tiene boca ni aparato digestivo; cada proglótide con uno o dos aparatos reproductores hermafroditas completos; tienen ciclo indirecto, usualmente con dos o

más huéspedes Cockrum (6).

SUBCLASE - Eucestoda (Southwell, 1863). El escólex posee dos botridios longitudinales, uno dorsal y otro ventral. No tienen rostelo ni ganchos, la abertura genital esta en la cara ventral de cada proglótido Cockrum (6).

ORDEN - Pseudophillidea (Carus, 1863). Después de la fertilización de los huevos los órganos reproductores degeneran, dejando un proglótido grávido repleto de huevos, estos se desprenden y salen del hospedador de uno a uno, ocasionalmente en cadenas, los huevos se liberan por desintegración de los proglótidos grávidos (apoptosis) Cockrum (6).

FAMILIA - Bothriocephalidae (Blanchard, 1849).

GENERO - Bothriocephallus (Rudolphi, 1808).

ESPECIE - Bothriocephallus acheilognathi (Yamaguti, 1934). López (15) describe al parásito adulto de color blanco, mide 35.076 a 130.0 mm., de longitud total y de 0.355 a 1.440 mm., de anchura máxima. El escólex comprimido, tiene forma de corazón visto lateralmente y mide 0.805 a 1.61 mm., de largo por 0.692 a 1.529 mm., de ancho, al aplanarse tiende a quedarse de costado. En vivo los gusanos muestran gran

actividad y prolongan el escólex de tal forma que el extremo anterior se ve más adelgazado que el resto. El escólex presenta dos profundos botrios de los cuales uno es dorsal y el otro ventral la segmentación principia inmediatamente abajo del escólex en ocasiones se observa segmentación secundaria; hay una gran variabilidad en el nivel de diferenciación de los esboses genitales; en la mayoría de los ejemplares se empiezan a notar después del segmento 100 (117 al segmento 190), llamados segmentos maduros. Una cosa similar ocurre en la producción de huevos, estos se aprecian a partir del segmento 135 (del 135 al 276), López (15), Yamaguti (36).

El aparato reproductor masculino esta representado por los testículos, en número de 62 a 76 por proglótido, pequeños y esféricos son un poco más grandes que los folículos vitelinos, estan distribuidos en el parénquima medular ocupando los campos laterales del segmento, miden 0.0328 a 0.0656 mm. El conducto deferente esta muy plegado, se encuentra situado ventrolateralmente al extremo proximal de la bolsa del cirro, opuesto al conducto uterino. La bolsa del cirro es musculosa y piriforme esta situada en la línea media o desplazada ligeramente a la derecha o a la izquierda de cada segmento, oblicuamente y en dirección opuesta al conducto uterino. Desemboca al poro genital que esta situado en la mayoría sobre la línea media del cuerpo o ligeramente desplazado a un lado en dirección opuesta al conducto uterino se abre en la superficie dorsal, López (15), Yamaguti (36).

El aparato reproductor femenino representado por un ovario que es elongado, situado en la línea media cerca del margen posterior del segmento en el parénquima medular; consiste en dos lobulos dorsolaterales y un istmo del cual parte el oviducto sobre el lado dorsal. El oviducto se amplía dando una apariencia globosa en la unión de la vagina, pero después vuelve a estrecharse y se dirige hacia adelante haciendo una ligera curvatura hacia un lado hasta unirse al reservorio vitelino, el cual es alargado y amplio, estrechándose en la unión o en la parte inicial del útero. Los huevos son ovales de cáscara delgada, operculados aunque el opérculo no es notorio sino hasta que ha salido del coracidio; presentan diversos grados de desarrollo del embrión y solo en algunos huevos se observa la larva con los ganchos. Miden 0.048 a 0.057 mm., de longitud por 0.045 mm., de anchura López (15), Wishes (35), Yamaguti (36).

El aparato excretor esta representado por dos vasos longitudinales principales que se localizan en el parénquima medular en las partes laterales de cada segmento López (15), Osorio (24).

C i c l o B i o l ó g i c o

Su ciclo de vida estudiado por López (15) y Osorio (24), es de tipo indirecto ya que requiere de dos hospedadores (intermediario y definitivo), siendo sus fases: huevo, coracidio, procercoide, plerocercoide y adulto.

En estado adulto Bothriocephalus acheilognathi se encuentra en el intestino del pez, los huevos salen con las heces y después de un período de incubación de 5 a 6 días con una temperatura de 20 a 22 grados centígrados para verano y otoño Guillén (10); eclosionando una larva nadadora libre llamada, coracidio (sobreviviendo de 2 a 3 días) que es ingerido por un copépodo (Acanthocyclops, Cyclops, Ectocyclops, Mesocyclops y Thermocyclops) en el que se desarrolla la fase procercoide (12 a 13 días) Hoffman (12). El pez se parasita al ingerir el copépodo parasitado (en las primeras semanas de vida). Aquí el parásito alcanza el estado de plerocercoide y llega al estado adulto (ver figura #1) Conejo (7), Marin (18).

Signología

Mitchell and Hoffman (20) describen la signología de un pez infectado por B. acheilognathi, los signos clínicos ayudan algunas veces para identificar el problema: abdomen ensanchado, emaciación, inactividad, nado en la superficie, ruptura del intestino, algunas veces muerte de peces pequeños.

Los peces grandes en general no sufren ninguna signología de la enfermedad aunque son portadores Salgado (29).

CICLO BIOLÓGICO

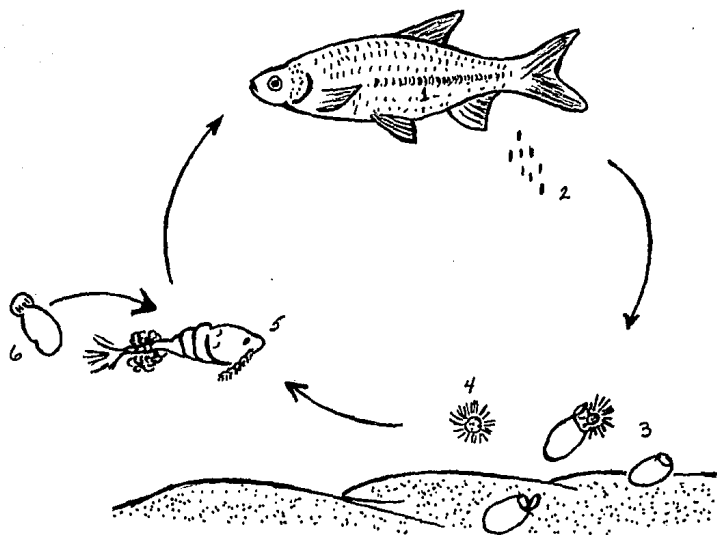


Figura #1

1. Estado adulto en el intestino del pez.
2. Salida de los huevos del cestodo junto con las heces.
3. Desarrollo de la larva dentro del huevo.
4. Coracidio.
5. Copépodo ciclopódido.
6. Plerocercario ingerido por el copépodo.

Patología

Las lesiones fueron estudiadas por De Buen et. al. (8), Scoot (31), corresponden a cambios hepatodegenerativos e hiperplasias causadas por la acción directa de Bothriocephalus acheilognathi, en forma adulta fué localizado en la parte anterior del intestino, 3-4 mm., posteriormente a el conducto biliar abriéndose y extendiéndose en la curvatura del intestino. Los parásitos inmaduros fueron encontrados en la parte anterior del intestino, localizándose algunos en la parte posterior de la curvatura del intestino.

El parásito ataca el intestino con los dos botrios localizados en el escólex, cada uno de los botrios engullen uno o dos pliegues intestinales. Este ataque causa un daño mecánico. La necrosis focal de la mucosa ocurre cuando el filo del botrio presiona contra el forro del intestino. La producción de moco no es excesivo en el sitio de ataque pero hay un incremento de linfocitos en la mucosa y submucosa, indicando la inflamación. Las hemorragias localizadas ocurren en el punto de ataque de algunos especímenes. Cuando es severo el ataque por el céstodo hay distensión intestinal de 4-6 mm., de largo de la parte anterior del intestino. Esta agregación de céstodos bloquean el tracto intestinal y reducen la luz. Los peces que estan severamente infectados se observan con ensanchamiento del abdomen. En las carpas herbívoras hay necrosis de la musculatura e infiltración de linfocitos entre la mucosa y submucosa, observándose en áreas que no fueron el sitio del ataque. Según Bauer,

Musselius and Strelkov; describen las lesiones por B. gowkongensis, sin especificar el huésped en que se observaron éstas. Ellos reportan que hay lesiones mecánicas e inflamación; en el punto de ataque se observa enteritis catarral descamativa. Si los parásitos fueron numerosos hay una severa enteritis catarral hemorrágica desarrollándose en otras partes del intestino con extensión de células epiteliales en descamación. La inflamación de la mucosa fué cubierta por exudado, conteniendo erosión de células epiteliales. La mucosa estaba edematosa con infiltración de tejido conectivo alrededor del punto de ataque del escólex, Scoot (31).

P r e v e n c i ó n y C o n t r o l

Para el tratamiento de control y prevención de la parasitosis, se debe de pensar en un programa debidamente calendarizado y describir las actividades para cada caso.

⚡ Para cualquier tratamiento farmacológico deberá asegurarse que el pez consuma el alimento medicado, evitando toda interferencia para ello.

⚡ La presencia de hospederos intermediarios y definitivos sin control alguno coadyuva al establecimiento de un esquema de reactivación y retroalimentación de las parasitosis.

⚡ Es necesario que todo programa de tratamiento sanitario deba considerar la actividad dinámica del centro acuícola, sobre todo en períodos de estancia de los lotes de ciprínidos antes de ser enviados a

los sitios de siembra.

⚡ El saneamiento de las instalaciones del centro acuícola tales como estanques, canales de distribución, filtros y otras más que tengan ingerencia en la producción de crías, deberá realizarse en períodos de actividad reducida.

⚡ El uso de fármacos para tratamientos de control de parásitos, deberá realizarse conforme a la normatividad existente para tal caso. El control de las parasitosis debe realizarse en crías y reproductores.

Prevención, se puede llevar a cabo con las siguientes actividades:

⚡ Monitoreo de calidad del agua y parasitológico.

⚡ Tratamiento sanitario de instalaciones; la preparación de la estanquería mediante encalamientos y desecaciones así como limpieza de canales de conducción hidráulica, filtros y depósitos diversos.

⚡ Control de hospederos intermediarios y definitivos. Esta deberá ser una actividad permanente y se iniciará inmediatamente después del tratamiento de la estanquería De Buen et, al. (8).

PRODUCTOS PARA EL CONTROL DEL PARASITO EN EL HUESPED DEFINITIVO

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Bithionol	Mezclado en el alimento.	1) 0.2gm/kg al 2% de 2-3 días. 2) 10,000 ppm./día/3 días.	No es efectivo, causa desordenes hematológicos.	Herwing (11)
Dibutyl tin dilaurate	Mezclado en el alimento.	1) 250-500mg/kg/día/3días. 2) 0.3% del total del alimento/5 días.		Herwing (11)
Oxido de estaño di-n-butyl	Mezclado en el alimento.	1) 25g/100kg/3días 2) 250mg/kg de pez durante 3 días.		Solsby (33)

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Prazicuantel	Sondeo gástrico en el pez.	1) 5mg/kg		*
	Mezclado en el alimento.	2) 105-125mg/kg		
	Adicionado en el alimento balanceado.	3) 35mg/kg/3 días, 1% de la biomasa por estanquería.	Ayuno por 3 días consecutivos antes del tratamiento.	De Buen, (8) Moser, (22) Pool, (27)
	Mezclado en el alimento.	4) 5-10mg/kg de biomasa, 2 días continuos.	No hay dosis letal.	**
Scoloban	Mezclado en el alimento.	1) 0.2gr/kg/2 veces	No es efectivo	Mitchell (20)

* Cuadro Bayer.

** Comunicación personal Biól. Osorio.

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Devermin	Mezclado en el alimento. + di-n-butyl tin oxide + mansonil o yomesan	1) 0.1gr/kg/1 aplicación.		Herwing (11) Mitchell (20)
		2) 25-100kg/2 días		
		3) 7.5/gr/kg/2-3 tiempos en 2 semanas.		Herwing (11) Koerting (14) Mitchell (20)
Di-n-butyl-tin oxide (di-n-butyl-oxo-estannate)	Mezclado en el alimento.	1) 1.0%/3 días al 3% del total del peso.	En estanques se ha utilizado por 3 días y repetir 3 días después.	Mitchell (20)
		2) 25gr/100kg= dosis total en el alimento, esparciendolo por 3 días.		
		3) 0.3% del peso agregado por 1-5 días.		

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
		4) 1.0ppm.en el agua.	Es menos tóxico	
		5) 3.5mg/kg/día/ 3 días.	"	Herwing (11)
Felixan	Mezclado en el alimento.	1) 60mg/kg del pez		Mitchell (20)
Kamala	Mezclado en el alimento	1) 1gr./kg. ó 1.5 al 2% para una o dos semanas.		Herwing (11) Mitchell (20)
		2) 75ppm.	No mata a los gusanos.	
		3) 2% de la dieta, por 7 días des- pués de 3 días de ayuno.		
Systemex	Mezclado en el alimento.	1) 2ml./kg	Efectivo	Zelazmy (38)

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Fembendazol	Mezclado en el alimento.	1) 7.5mg./kg/3 días 1% del alimento respecto a la biomasa total.	Ayuno por 3 días antes del trata- miento.	De Buen, (8)
Yomesan	Mezclado en el alimento.	1) 0.5% del peso del alimento por 3 días. 2) 50mg./kg. 3) 0.5-1.0% en el alimento de 1-3 días del peso del pez y repetirlo de 10-14 días. 4) 500-600gr/kg en pelets seco (0.5- 0.6% en el alim.) hasta 1.5 del peso del pez, de 2-3 veces a intervalos de dos semanas.		Hoffman (13) López (16) Mitchell (20)

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Yomesan	Mezclado en el alimento.	5) 226 mg./lb.		
		6) 1gr./kg/día/6 días.		
		7) 10,000 ppm./día/3 días.		
		8) 0.1gr. para crías de 25-30gr 2 veces en 24 horas, con intervalo de 24 horas.	Pelets, no alimentar a los peces con otro tipo de alimento.	Herwing (11) Mitchell (20)
Yomesan	Cateter introducido al intestino.	9) 0.5 gr. disuelto en agua destilada para peces de 0.5 a 1.5 kg.		López (16)
		10) 500mg. disueltos en 2-5 ml de agua destilada.	No alimentar a los peces, antes y después del tratamiento, cuando menos 24 horas.	Guillén (10) López (16) Salgado (29)
Mansonil	Mezclado en el alimento.	1) 500gr./100kg. de alimento, repetir		López (16)

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
			3 veces a intervalos de 2 semanas.	
Mebendazole	Mezclado en el alimento.	1) 100 mg./kg de peso por biomasa durante 14 días.		**
	Cateter introducido al intestino.	1) 0.042 mg/pez.	Ayuno 48 horas.	Alarcón (1)
	Inyectable.	2) 200 mg./kg de peso.	Usado en crías en Centro Piscícola.	Mitchell (20)
Fenothiazine	Mezclado en el alimento.	1) 1g/kg del pez por 3 veces con 2 días de intervalo.		
		2) 1-5% de 2-3 tratamientos.	No es efectivo	

** Comunicación personal Biól. Osorio.

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
		3) 75 p.p.m.		
		4) 4.5g/kg/día/3días		Mitchell (20)
		5) 4g/pez/3 días.		Herwing (11)
Dilaurato di- butyl estanoso	Mezclado en el alimento.	1) 250 mg./kg del pez durante 3 días.		López (16)
Nitroscanato	Mezclado en el alimento.	1) 600 mg/kg/bio- masa, dosis única.	§ accesible	Marin (18)
Salufer	Mezclado en el alimento.	1) 10,000 p.p.m./ 3 días.	No es efectivo.	Herwing (11)

PRODUCTOS QUE ACTUAN CONTRA EL HUESPED INTERMEDIARIO

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Calcium oxide *		1) 150-200kg/ha.		
		2) 10-15 gm/ha.		
		3) 2 gm/1.5 L./ 5 segundos.	Baño de corta duración, al pez.	
		4) 0.1-0.15kg/m ³ de agua.		
		5) 2,000 p.p.m.	Baño de inmersión por 5 segundos.	
		6) 3,000 kg/ha.	En estanques drenados.	
		7) 1,000-1,500kg/ ha.		
		8) 200gm/m ²	Distribuidos en el fondo, orillas y lugares húmedos del estanque.	
		9) 2.5 ton./ha.		Herwing (11)

* Destruye esporas y huevecillos en estanques secos.

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
Cal viva		1) 100kg/200m ² 2) 0.5 kg/m ²	Previa remoción *** del fondo para estanquería rústica.	
		3) 1kg/3-4L. de agua.	Estanquería de concreto.	Guillén (10) De Buen (8)
Cal apagada		1kg/4L. de agua.		**
Dipterex ****		1) 0.8 p.p.m. 2) 0.2 p.p.m.	Mata a microcrustáceos Usado a intervalos de 30 días. Reduce el zooplacton incluyendo <u>Cyclops</u> .	
		3) 0.8 p.p.m.	Ya no es efectivo con- tra <u>Cyclops</u> .	

** Comunicación personal Biól. Osorio.

*** Deberán transcurrir 14 días antes de la introducción de peces.

PRODUCTO	TRATAMIENTO	DOSIS	OBSERVACION	REFERENCIA
		4) 0.25 p.p.m. Repetir tratamiento en unos 10-15 días.	Durante época de reproducción.	Guillén (10) Margolis (17) Mitchell (20)
Tetrafinol	Usado en el alimento.		Para control.	Herwing (11)
Ziram		1) 1 p.p.m. 2) 2 p.p.m. 3) 3 p.p.m.	Mata a <u>Cyclops</u> . Inhibe pero no cura, esta dosis contra el huésped intermediario. Inhibe, tóxico para el pez.	Herwing (11)

**** La exposición crónica de niveles subletales de insecticidas organofosforados frecuentemente es seguida por una escoliosis, que se caracteriza por una curvatura repentina de la espina. No hay deformación cuando se administra a niveles recomendados pero puede ocurrir deformación después de repetidas exposiciones Meyer, (19).

L I T E R A T U R A C I T A D A

1. Alarcón, G. C.: Diagnóstico e identificación de una parasitosis helmíntica en Carassius carassius en un centro piscícola. Rev. Latamer. Microbiol., 30:297-298 (1988).
2. Andrews, C., Chubb, J.C., Dearsley, A.: The occurrence of Bothriocephalus acheilognathi Yamaguti, 1934. (B. gowkongensis) (Cestoda:Pseudophyllidea) in the British Isles. J. Fish Diseases., 4:89-93 (1981).
3. Balakhnin, I. A., Kozinenko II.: The effect of Phenasal on the Immune Response in Carp. Vet. (Moscou)., 8:28-29 (1982).
4. Bonarth, K.: Principal Problems of Infectious Diseases Surveillance in Laboratory Animal Colonies. Ed. Verlag Paul Parey. Berlín und Homburg. 1983.
5. Cobo, J.M., Bullen, M.E., Valdez, I.C., Zepeda, S.J.: Incidencia de Botriocéfaliasis en Carpas de la Presa Manuel Avila Camacho, Valsequillo, Pue. IV R. A. Asoc. Mex. Parasitol. Vet. A.C., 4:12 (1983).
6. Cockrum, L.L. y Mc Cauley, W.S.: Zoología. Ed. Interamericana S.A. de C.V., México, D.F. 1967.
7. Conejo, G.M.E.: Ciclo de vida del cestodo Bothriocephalus acheilognathi en condiciones experimentales. Tesis de Licenciatura. Fac. Est. Sup. Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 1990.

8. De Buen, A.N., Auró, A., Osorio, S.D., Ramírez, L.J.: Estudio de saneamiento del centro acuícola de Tezontepec, Aldama, Hgo. II Parte. Fac. Med. Vet. Zoot. UNAM. Dir. Gral. de Acuicultura. México, D.F. 1971.
9. García, P.L., Osorio, S.D.: Distribución actual de Bothriocephalus acheilognathi en México. Ann. Inst. Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. Ser. Zool. 62/3:523-526 (1991).
10. Guillén, H.S.: Presencia de Bothriocephalus acheilognathi Yamaguti, 1934 (CESTODA:Bothriocephallidae) en tres especies de peces del Lago de Pátzcuaro, Mich. Tesis de Licenciatura. Fac. de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., 1989.
11. Herwing, N.: Handbook of drugs and Chemicals used in the treatment of fish diseases. Ed. Charles C. Thomas Publisher, USA, 1979.
12. Hoffman, G.: Asian tapeworm Bothriocephalus acheilognathi Yamaguti, 1934 in North America. Fish und Umwelt, 8:69-75 (1980).
13. Hoffman, G.: Asian fish tapeworm, Bothriocephalus opsarichthydis, Prevention and Control. According to Prof. M.N. Dubinina. Parazitologiya, 16/1:41-45 (1982).
14. Koerting, W.: Die Bothriocephalose der Karpfen, Vet. Med. Nachr., 2:152-158 (1974).

15. López, J.S.: Céstodos de peces I. Bothriocephalus acheilognathi. Ann. Inst. Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. Ser. Zool. 51/1:69-84 (1981).
16. López, J.S.: Manual de Identificación y Tratamiento para controlar las Principales Parasitosis que afectan a los Peces bajo cultivo. Stría. de Pesca. Bol. 3:24-25 (1987).
17. Margolis, L.: Parasites of freshwater fishes a review of their control and treatment. J. Fishries Research Board of Canada, 32/1:211 (1975).
18. Marin, F.G.: Curva de dosis eficacia (4-isotiociano-4'-nitrodifenileter) como Antihelmintico en la carpa barrigona (Cyprinus carpio rubrofuscus). Tesis de Licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., 1991.
19. Meyer, F.P.: A new Control for the Anchor Parasite, Lernaea cyprinacea. The Progressive Fish-Culturist., 28:33-39 (1966).
20. Mitchell, A.J. and Hoffman, G.: Important tapeworms of North American Freswater Fishes. Fish Disease Leaflet., 59:1-18 (1980).
21. Molnar, K.: On the synonyms of Bothriocephalus acheilognathi Yamaguti, 1934. Parasit. Hung., 10:61-62 (1977).
22. Moser, M., Sakonari, J., Heckmann, R.: The Effects of Praziquantel in various Larval and Adult Parasites from Freshwater and Marine Snails and Fish. J. Parasitol. 72/1:175-176 (1986).

23. Odening, K.: Newtrends in parasitic infections of cultures freshwater fish. Vet. Parasitol., 32:73-100 (1989).
24. Osorio, S. D.: Contribución al estudio de las especies de los peces nativos e introducidos en la Presa Adolfo López Mateos "El Infiernillo". Tesis de Licenciatura. Fac. de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., 1982.
25. Osorio, S. D.: Helmintos de Peces del Lago de Pátzcuaro, Mich. I: Helmintos de Chirostoma estor "pescado blanco". Taxonomía. Ann. Inst. Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. Ser. Zool. 57/1:61-92 (1986).
26. Pérez, S.L.A., Auró, A.: Enfermedades de importancia en Piscicultura, la. Ed. UNAM, México, D.F., 1989.
27. Pool, D.W.: The effect of Praziquantel on the Pseudophyllidea Cestode Bothriocephalus acheilognathi in vitro. Z. Parasitenkd. 71/5:603-608 (1985).
28. Roberts, R.J.: Patología de los peces. 3a. Ed. Mundi-Prensa, España, 1987.
29. Salgado, M.G., Guillén, H., Osorio, S.: Presencia de Bothriocephalus acheilognathi Yamaguti, 1934 en peces de Pátzcuaro, Mich., México. Ann. Inst. de Biol. Universidad Nacional Autónoma de México. Ser. Zool. 57/1:213-218 (1986).
30. Sanabria, E.M.A. y Sánchez, S.M.: Algunos Aspectos Ecológicos de Bothriocephalus acheilognathi. En la carpa dorada Carassius auratus del Embalse La Goleta, Edo. de

- México. ENEP Iztacala UNAM. México. Rev. Zool. 1:26-32 (1989).
31. Scoot, A.L. and Grizzle J.M.: Pathology of cyprinid fishes caused by Bothriocephalus gowkongensis (Cestoda:Pseudophyllidea) J. of Fish Diseases 2/1:69-73 (1979).
32. Sheperd, C.J.: The Economics of Aquaculture-A Review. Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev., 13:413-420 (1974).
33. Solsby, E.J.L.: Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7a. edición. Nueva Editorial Interamericana S.A. de C.V. México, 1987.
34. Sumano, H.L., Ocampo, L.C.: Farmacología Veterinaria. Ed. Mc. Graw-Hill, México, D.F., 1988.
35. Wishes, B., Pool, D.: The Fisheries Society of the British Isles. J. Fish Biology. 25:361-364 (1984).
36. Yamaguti, S.: Studies on Helminth Fauna of Japan. Part 4 Cestodes of Fishes. Jap. J. Zool., 6/1:1-112 (1934).
37. Yaschuk, V.D., Vasilkov, G.V.: Economic effectiveness of measures against Bothriocephaliosis. Veterinariya 7:62-65 (1977).
38. Zelazmy, J., Prost, M., Pulavey, Pool.: Studies on the efficacy of Systamex against Bothriocephalosis in carp is described. Med. Vet. 37/6:346-347 (1981).