

# GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS Y ENFERMEDADES DE PECES DE ORNATO

[SEGUNDA EDICIÓN]





# GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS Y ENFERMEDADES DE PECES DE ORNATO

[SEGUNDA EDICIÓN]



COMITÉ ESTATAL DE SANIDAD ACUÍCOLA  
DEL ESTADO DE MORELOS

**Comité Estatal de Sanidad Acuícola  
del Estado de Morelos, A.C.**

**Autores**

Biol. Oscar Jiménez Bahena  
Biol. Moisés Peña Hernández  
Dr. Carlos Ramírez Martínez  
Biol. Marina Tapia Osorio  
MVZ Luis Ernesto Guzmán Granados  
M. en B. Rigoberto Montes Vara  
MVZ Aldo Jorge Castrejón Ramos  
Biol. Manuel Álvarez Jasso  
Tec. Antonio Benítez Ocampo

**Agradecemos de manera muy especial la contribución de las siguientes personas en la revisión de este documento y sus acertados comentarios para enriquecerlo.**

M. en C. Luis Fernando Vega Castillo  
Dr. Cesar Ortega Santana  
Dr. Juan Manuel Caspeta Mandujano  
Biol. Benigno Fernández Díaz  
MVZ Francisco Javier Herrera Corichi

**Agradecimiento Especial**

Al Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA) y a la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL) por el apoyo económico otorgado para la publicación de esta obra.

**Derechos Reservados**

© 2010, Comité Estatal de Sanidad Acuícola del Estado de Morelos. Instituto Nacional de Pesca y la Universidad Autónoma de Nuevo León.

CESAEM, Av. Cuauhtémoc No. 2, Ex Hacienda de San Nicolás, Galeana, Zacatepec, Morelos, México.

Segunda edición, Octubre 2010.  
ISBN: 978-607-433-412-8  
Impreso y hecho en México.  
Printed and made in México.



**[ Editorial ]**

Desde su creación, el Comité Estatal de Sanidad Acuícola del Estado de Morelos (CESAEM), estableció como una de sus principales líneas de trabajo la identificación de los organismos patógenos que afectan la producción acuícola en el Estado, atendiendo de esta forma una de las principales demandas de los productores de este importante sector productivo. Para poder cumplir con este objetivo, el personal del CESAEM, lleva a cabo un programa permanente de monitoreo sanitario en unidades de producción acuícola, gracias al cual ha sido posible contar con una importante base de datos en este tema. La **Guía para la Identificación de Parásitos y Enfermedades de Peces de Ornato**, es el re-

sultado del análisis y sistematización de la información con la que contamos en materia de agentes patógenos causantes de enfermedades, cuyo objetivo es ofrecer a los actores involucrados en el desarrollo de la acuicultura ornamental una herramienta de fácil manejo que les permita mejorar las acciones que a diario realizan en el control y erradicación de enfermedades en sus cultivos. En esta Segunda Edición incluimos los principales productos químicos utilizados por los productores para el control de enfermedades en peces de ornato de Morelos, poniendo énfasis en las dosis y recomendaciones que el acuicultor debe tomar en cuenta para la aplicación de tratamientos químicos. El objetivo es evitar que los productos sean mal utilizados y provoquen sobredosis o resistencia a los mismos. Esta nueva edición aporta un capítulo acerca del acuarismo y el riesgo que representan las especies acuáticas invasoras. Esperamos que esta aportación sea de gran utilidad y apoye a la acuicultura del Estado de Morelos en su camino hacia la sustentabilidad.

## [ Prólogo ]

**A**ctualmente la industria acuícola ha superado la capacidad productiva de industrias de producción primaria alcanzando crecimientos superiores al 4.5% anual en México.

Una de las actividades, dentro de la acuicultura con un amplio factor de crecimiento, es la producción y comercialización de peces de ornato de agua dulce; cuyo valor actual de la industria a nivel mundial se calcula en cerca de USD 20 mil millones al año, incluyendo accesorios. Dentro de esta cantidad están considerados USD 6 mil millones que corresponden a los aproximadamente 1,500 millones de peces ornamentales que se comercializan cada año en el mundo. En México, se comercializan un poco más de 43 millones de peces de ornato, primordialmente de agua dulce, de los cuales se importan aproximadamente el 46% y el 54% restante se producen en más de 250 granjas localizadas en 20 estados de la República. La producción y comercialización de este tipo de peces en el país, genera más de 40,000 empleos directos e ingresos mayores a \$ 1,600 millones, a precio de menudeo. Sin embargo, a pesar del importante crecimiento que han experimentado en los últimos 15 años, estas dos actividades enfrentan diversas dificultades, entre las que se encuentran la no detección temprana y control de parásitos de enfermedades en los cultivos, lo cual pro-

voca cuantiosas pérdidas cada año. Con el fin de apoyar el desarrollo de esta industria emergente, en colaboración con la Secretaría de Desarrollo Sustentable de la Universidad Autónoma de Nuevo León y el Comité Estatal de Sanidad Acuícola del Estado de Morelos hemos promovido el diseño y operación del "Programa de Modernización de la Planta Productiva de Peces de Ornato en México", teniendo como una de sus líneas estratégicas promover el enfoque precautorio y la adopción de medidas de bioseguridad en la producción de peces de ornato. La "**Guía para la Identificación de Parásitos y Enfermedades de Peces de Ornato**", constituye una importante herramienta de trabajo para los técnicos involucrados en la producción de peces de ornato de agua dulce a nivel nacional, que en poco tiempo habrá de convertirse en una referencia obligada, por su calidad. Celebro ampliamente la iniciativa y el trabajo realizado por cada una de las personas que participaron en la elaboración de la Guía y convoco a sus lectores a revisar, comprender y asimilar sus contenidos con el fin de utilizar este conocimiento en favor del desarrollo de la acuicultura ornamental en México.

### **Dr. Marco Linné Unzueta Bustamante**

Director General de Investigación en Acuicultura del INAPESCA

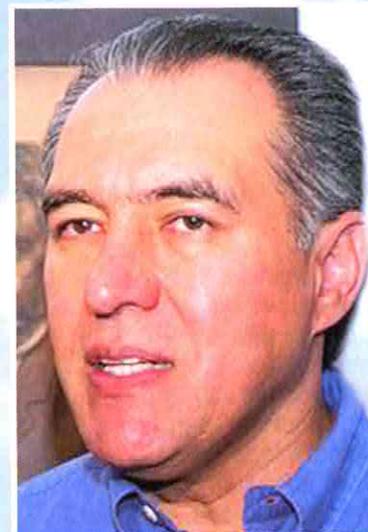
## [ Presentación ]



**E**s un honor y al mismo tiempo un gusto para mí, el poder presentar al público en general, pero especialmente a mis amigos los productores acuícolas de Morelos, este documento que espero se convierta, en una herramienta de vital importancia para apoyar las actividades diarias en sus granjas y que de la misma forma, venga a contribuir de manera sustantiva en los diferentes procesos productivos que les permitan alcanzar más y mejores mercados para estos bellos ejemplares de ornato producidos en Morelos.

En abril del 2009 tuve a bien inaugurar el Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuícola, atendiendo la solicitud hecha por los productores de Morelos para que nuestro estado contara con instalaciones de estas características que vinieran a reforzar en materia de sanidad, la calidad de lo que estábamos produciendo hasta ese momento. Veo con agrado que al paso del tiempo, esas instalaciones se han convertido no solo en una herramienta que provee servicios de diagnóstico, sino que también genera información científica y técnica para ayudar a mejorar los procesos de producción, como lo es esta guía que estamos presentando y que estoy seguro será de mucha utilidad para el sector acuícola no solo de Morelos, sino de todo el país.

Celebro que la coadyuvancia de recursos entre la Federación y el Estado de Morelos se vea complementada con las alianzas estratégicas que en este caso representan el Instituto Nacional de Pesca y la Universidad Autónoma de



### **Marco Antonio Adame Castillo**

Gobernador Constitucional del Estado de Morelos

Nuevo León, instituciones que también le han apostado al productor morelense y a esta noble actividad, lo cual agradecemos y valoramos en gran medida. Sea pues amigos productores de peces de ornato, que ésta publicación sea un aliciente más en este camino que hemos recorrido desde el inicio de mi administración, para que juntos logremos que la acuicultura en Morelos siga siendo el estímulo que necesitan las familias rurales, generando mayor arraigo en sus comunidades y les ofrezca una opción viable para contribuir a su bienestar y al engrandecimiento de nuestro Estado.

# [ Contenido ]

<b>Editorial</b>	<b>I</b>			
<b>Prologo</b>	<b>II</b>			
<b>Presentación</b>	<b>III</b>			
<b>1. Protozoarios</b>		<b>3.3. Céstodos</b>		
1.1. <i>Ambiphrya</i> spp.	1	3.3.1. <i>Bothriocephalus acheilognathi</i>	26	
1.2. <i>Apiosoma</i> spp.	2	3.3.2. <i>Corallobothrium fimbriatum</i>	27	
1.3. <i>Chilodonella</i> spp.	3	3.3.3. <i>Glossocercus auritus</i>	28	
1.4. <i>Epistylis</i> spp.	4	3.3.4. <i>Valipora mutabilis</i>	29	
1.5. <i>Hexamita</i> spp.	5			
1.6. <i>Ichthyobodo</i> sp.	6	<b>3.4. Acantocéfalos</b>		
1.7. <i>Ichthyophthyrus multifiliis</i>	7	3.4.1. <i>Polymorphus brevis</i>	30	
1.8. <i>Tetrahymena</i> spp.	8			
1.9. <i>Trichodina</i> spp.	9	<b>3.5. Nemátodos</b>		
1.10. <i>Trichodinella</i> sp.	10	3.5.1. <i>Camallanus cotti</i>	31	
1.11. <i>Tripartiella</i> sp.	11	3.5.2. <i>Capillaria cyprinodonticola</i>	32	
		3.5.3. <i>Dichelyne mexicanus</i>	33	
<b>2. Hongos</b>		3.5.4. <i>Rhabdochona kidderi</i>	34	
2.1. <i>Branchiomyces demigrans</i>	12	3.5.5. <i>Serpinema trispinosum</i>	35	
2.2. <i>Ichthyophonus</i> sp.	13	3.5.6. <i>Contraecaecum</i> sp.	36	
2.3. <i>Saprolegnia</i> sp.	14	3.5.7. <i>Eustrongylides</i> sp.	37	
<b>3. Helmintos</b>		<b>4. Crustáceos</b>		
<b>3.1. Monogéneos</b>		4.1. <i>Argulus</i> sp.	38	
3.1.1. <i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	15	4.2. <i>Ergasilus</i> sp.	39	
3.1.2. <i>Dactylogyrus</i> sp.	16	4.3. <i>Lernaea cyprinacea</i>	40	
3.1.3. <i>Gyrodactylus</i> sp.	17			
3.1.4. <i>Urocleidoides strombicirrus</i>	18			
		<b>5. Principales productos Químicos para el control de enfermedades en peces de ornato de Morelos</b>	41	
<b>3.2. Tremátodos</b>		5.1. Lista de ingredientes activos	42	
3.2.1. <i>Creptotrema agonostomi</i>	19			
3.2.2. <i>Saccocoelioides cf. Sogandaresi</i>	20			
3.2.3. <i>Ascocotyle nana</i>	21			
3.2.4. <i>Apharigostrigea</i> sp.	22			

<b>5.2. Piretroides</b>		Prazicuantel	54
		Levamisol	55
		Mebendazol	56
Cipermetrina	43		
<b>5.3. Organofosforados</b>		<b>5.6. Otros compuestos</b>	
Triclorfón	44	Cloruro de sodio (Sal)	57
Metil Paratión	44	Formaldehido	58
Temefos	45	Yodo	59
		Permanganato de potasio	59
<b>5.4. Antibióticos</b>		Sulfato de cobre	60
Oxitetraciclina	46	Acriflavina	61
Penicilina	47	Verde de malaquita	61
Estreptomcina	48	Azul de metileno	61
Gentamicina	48		
Neomicina	48	<b>6. Factores que favorecen la presencia de enfermedades</b>	62
Kanamicina	48		
Cloranfenicol	49	<b>7. El acuarismo como vía de introducción de especies acuáticas invasoras</b>	64
Rifampicina	50		
Sulfametoxazol-trimetoprima	51		
Ácido Nalidíxico	52		
<b>5.5. Desparasitantes</b>		<b>8. Glosario</b>	67
Metronidazol	53	<b>9. Bibliografía.</b>	69



Fig. 1. *Ambiphrya* spp. desprendiéndose de la lamela de la branquia, (CE-SAEM 2010).



**Familia:** Scyphidiidae

## *Ambiphrya* spp.

Raabe, 1952.

### Descripción

Es un ciliado microscópico en forma de barril que puede medir hasta 100 micras de longitud (50-95  $\mu\text{m}$  x 40-61  $\mu\text{m}$ ). Se caracteriza por tener un pedúnculo de adherencia ancho, posee una hilera apical de cilios y un macro núcleo alargado en forma de listón. Son parásitos comensales que se alimentan de materia orgánica presente en el agua y utilizan a los peces como plataforma para alimentarse. Su presencia en peces es indicativo de altos niveles de materia orgánica.

### Lesiones y signos

El daño causado a los peces afectados depende de la cantidad de parásitos adheridos en zonas vitales del pez como las branquias. Puede causar destrucción del epitelio y producción excesiva de mucus, lo cual provoca deficiencia en la captación de oxígeno. Provoca irritación en la piel, causando que los peces se froten en las paredes del estanque o pecera. También se puede observar las aletas deshilachadas. Normalmente colonizan zonas ulceradas o lesionadas de la piel.

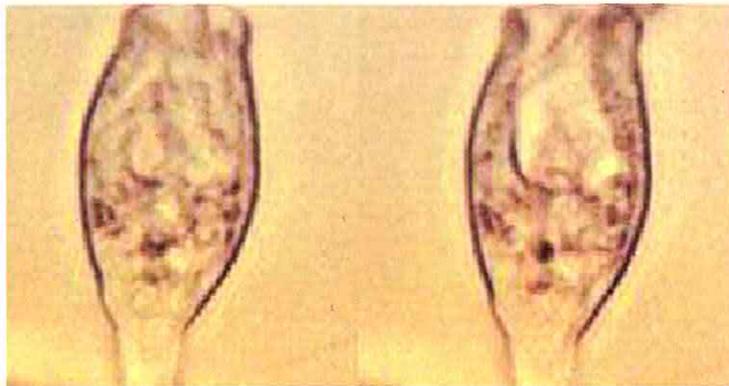
### Distribución en Morelos

Ayala: El Vergel.

### Hospedero

*Carassius auratus*, *Poecilia sphenops*

Ref.: Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga, 2000.



**Familia:** Lernaedidae

## *Apiosoma* sp.

Blanchard, 1885.

Fig. 2. *Apiosoma* sp. forma característica de jarrón con tallo largo.

Foto: <http://www.ekzotika.com/bol48>  
Consulta: 11/08/2010

### Descripción

*Apiosoma*, antes conocido como *Glossatella*, de igual manera que los organismos sésiles se reproducen por fisión binaria. Es común entre los peces criados en estanques de tipo rústico y de mampostería con poca limpieza. El problema puede ser diagnosticado por la presencia de parásitos en forma de jarrón, en las branquias, la piel o las aletas. Fig. 2  
Son indicadores de la mala calidad del agua ya que se alimentan de bacterias y de materia orgánica suspendida en el agua.

### Lesiones y signos

Estos protozoarios causan daños superficiales al epitelio por lo que se les considera moderadamente patógenos aunque si se encuentran en branquias en grandes cantidades pueden provocar una hiperplasia y por tanto impedir el intercambio gaseoso; en este caso el pez se ubica en la superficie del agua boqueando.  
Las úlceras provocadas por la presencia de *Apiosoma* y el frotamiento de los peces en las paredes de los estanques o peceras también puede dar lugar al establecimiento de bacterias u hongos oportunistas.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca

### Hospedero

*Copadichromis borleyi*, *Heros severus*, *Maylandia lombardoi*, *Melanochromis auratus*, *Nimbochromis venustus*

Ref.: Hoffman, 1999; Noga, 2000.

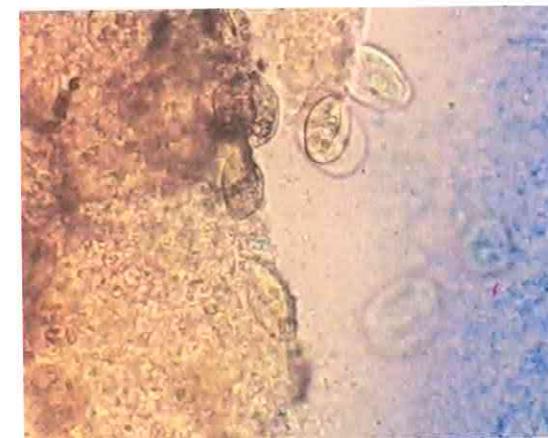


Fig. 3. *Chilodonella* spp. parasitando branquias, cilios en banda, cuerpo en forma de riñón, (CESAEM 2010).

**Familia:** Chilododontidae

## *Chilodonella* spp.

Strand, 1926.

### Descripción

Ciliado microscópico que mide de 60 a 80 micras con forma de riñón comprimido dorso-ventralmente y con cilios ordenados en filas a lo largo del cuerpo. Una característica que lo distingue es la presencia de un saco citofaríngeo formado por cilios rígidos alrededor del citostoma. Este organismo tiene un movimiento característico de impulso y planeo.  
Se localiza principalmente en piel, branquias y aletas de los peces.

### Lesiones y signos

Los peces presentan pérdida de apetito, movimientos operculares rápidos, producción excesiva de mucus en piel y branquias, los peces se frotan en las paredes de la pecera o estanque, en la superficie corporal se pueden apreciar la presencia de hemorragias petequiales, opacidad y desprendimiento de escamas.  
La predisposición se da por mal manejo, hacinamiento, intercambio de peces de un estanque a otro o de granja a granja y acumulación de materia orgánica.

### Distribución en Morelos

Coatlán del Rio: San Andrés

### Hospedero

*Hyphessobrycon eques*

Ref. Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga, 2000.

Fig. 4. Colonia de *Epistylis* sp. parasitando aletas. Hilera de cilios en la parte apical. Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.



**Familia:** Epistylididae

## *Epistylis* sp.

Ehrenberg, 1830.

### Descripción

Protozooario ciliado peritrico sésil. Las especies de este género tienen cuerpos en forma de campana invertida y se encuentran montados encima de un pedúnculo ramificado no contráctil, ya que carecen de mionema, característica que los distingue de otros géneros de apariencia similar (*Vorticella* y *Carchesium*). En su extremo apical presentan una región oral rodeada por un labio bien definido y una hilera ondulante de cilios que en ocasiones puede trazar más de una vuelta por la circunferencia y formar una hélice. Presentan un núcleo en forma de C. La longitud de este protozooario es de 10 a 200 µm y de 10 y los 80 µm de amplitud. Es común encontrarlos formando colonias que pueden alcanzar un tamaño macroscópico de 2 mm de largo. *Epistylis* puede ser de vida libre y su presencia es un factor para interpretar una alta concentración de materia orgánica.

### Lesiones y signos

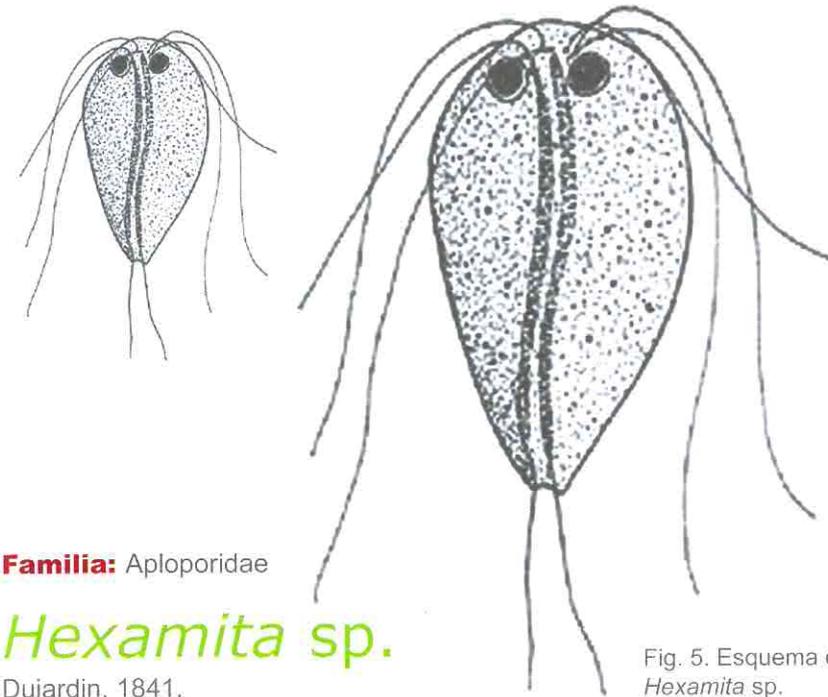
Produce lesiones de color blanco o hemorragias en los costados o en las prominencias de los huesos, boca u opérculos y en las aletas, las cuales se pueden encontrar deshilachadas con los rayos expuestos. Pueden infectar la cavidad bucal o las branquias. A este protozooario se le asocia con bacterias Gram negativas debido a que las úlceras que causa siempre tienen infecciones secundarias, especialmente por aeromonas. Estas lesiones tienden a ser crónicas, ocasionando mortalidad.

**Hábitat:** Piel y aletas.

**Distribución en Morelos:** Ayala: Agua Limpia, Chinameca, El Vergel; Cuautla: El Hospital; Jiutepec: Atlacomulco; Jojutla: El Estudiante; Puente de Ixtla: Tehuixtla; Temixco: Tetecala; Cuautlita; Tetlama; Xochitepec: Atlacholoaya; Zacatepec: Galeana

**Hospedero:** *Xiphophorus maculatus*, *Poecilia reticulata*, *Poecilia sphenops*, *Poecilia lopsis gracilis*, *Heterandria bimaculata*

Ref.: Hoffman, 1990; Noga, 2000.



**Familia:** Aploporidae

## *Hexamita* sp.

Dujardin, 1841.

Fig. 5. Esquema de *Hexamita* sp.

### Descripción

Tiene forma de pera, aplanado dorsoventralmente y división por fisión binaria. Presenta un par de núcleos esféricos. Posee ocho flagelos: seis situados en el extremo anterior y dos en el extremo posterior. Fig. 5

### Lesiones y signos

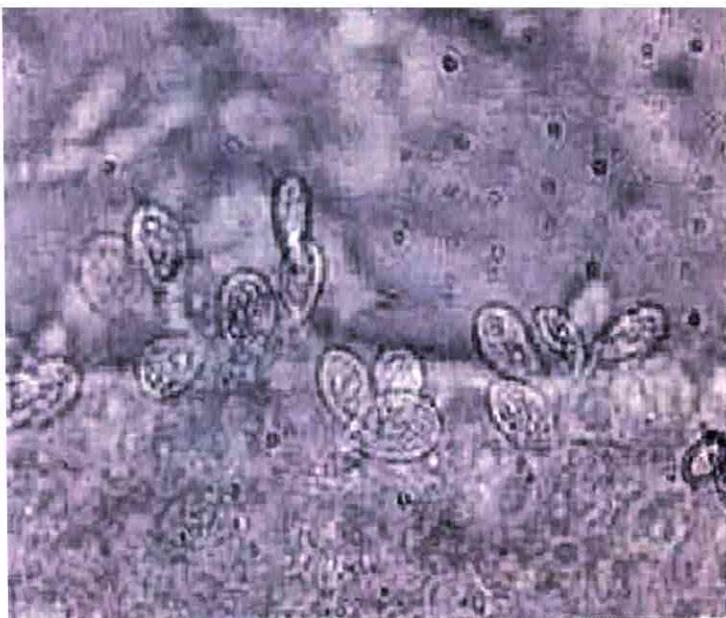
La hexamitiasis provoca pérdida de peso, disminución de la actividad física e inapetencia, presentando una marcada emaciación (pareciendo un alfiler). Los peces infestados pueden estar en posición horizontal sobre la superficie del agua con el abdomen visiblemente distendido, debido a la acumulación de líquidos en el intestino; lo que puede hacer que presente exoftalmia, pueden permanecer en este estado durante varios días. En los flancos se pueden observar lesiones como puntilleos a menudo simétricas. Las lesiones histológicas pueden presentar enteritis grave, gastritis ulcerativa necrótica con peritonitis granulomatosa. En los ciclidos provoca la enfermedad del agujero en la cabeza, mientras que en otros peces causa problemas a nivel intestinal.

**Distribución en Morelos:** Ayala: Chinameca, Cuernavaca, Cuautla: El Hospital.

**Hospedero:** *Carassius auratus*, *Oreochromis niloticus*, *Poecilia sphenops*, *Pterophyllum scalare*

Ref. Hoffman, 1999; Noga, 2000.

Fig. 6. Branquias infestadas con *Ichthyobodo* sp.  
Foto: [http://tolweb.org/ichthyobodo\\_necator/125348](http://tolweb.org/ichthyobodo_necator/125348).



**Familia:** Aploporidae

## *Ichthyobodo* sp. (Costia)

Pinto, 1928.

### Descripción

Se encuentran de forma libre sobre el pez o fijados a él. La forma libre tiene forma de riñón (de 10 a 20 micras de longitud) con dos pares de flagelos; cuando se fija sobre el pez es piriforme y lo puede hacer en las branquias y la piel, a menudo en las zonas protegidas por las aletas o cubiertas por el opérculo.

### Lesiones y signos

Aumento de la producción de mucus, hiperplasia branquial y cutánea, edema epidérmico, ulceraciones, aletas deshilachadas, signos de irritación y disfunción respiratoria. En alevines puede producir súbitas mortalidades.

**Distribución en Morelos:** Ayala: Chinameca; Tetecala: Cuautlita; Cuautla: El Hospital; Zacatepec: Galeana.

**Hospedero:** *Astronotus ocellatus*, *Carassius auratus*, *Copadichromis borleyi*, *Hipostomus plecostomus*, *Oreochromis niloticus*, *Pseudotropheus socolofi*, *Pterophyllum scalare*, *Xiphophorus helleri*

Ref. Hoffman, 1999; Noga, 2000.

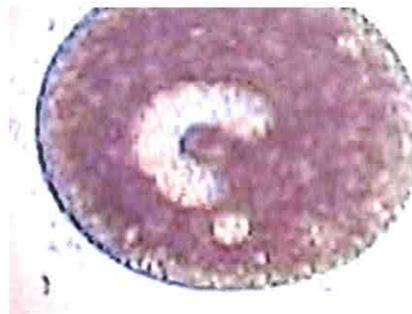


Fig. 7 Trofozoito de *Ichthyophthirius multifiliis*, macronúcleo en forma de herradura. Pez infestado de *Ich.* (CESAEM 2010).

**Familia:** Ichthyophthiriidae

## *Ichthyophthirius multifiliis*

(Fouque, 1876).

### Descripción

Protozooario que en la fase de trofozoito tiene forma esférica cubierta de cilios cortos que le permiten tener movimiento rotatorio lento y un pequeño citostoma en el extremo anterior. La característica de este parásito es su macronúcleo en forma de herradura. Tiene un diámetro de 0.05 a 0.8 mm.

En la fase de trofozoito habita bajo el epitelio de la piel, aletas y branquias donde se nutre de material celular y se observa en forma de puntos blancos. El ciclo de vida es directo y su duración depende de la temperatura del agua.

### Lesiones y signos

Los peces parasitados realizan movimientos bruscos y rápidos, si el parásito se encuentra en cantidades excesivas los peces se observan inapetentes, con nado lento y algunos llegan a presentar edema cutáneo con aletas deshilachadas y puntos blancos evidentes.

Los trofozoitos producen lesiones cuando digieren los tejidos cutáneos para exteriorizarse, ocasionando irritación cutánea; en branquias produce hiperplasia epitelial y puede provocar la muerte por asfixia.

### Distribución en Morelos

Ayala: El Vergel; Tepalcingo: Zacapalco; Tlaltizapán: San Rafael, Temilpa Nuevo; Zacatepec: Galeana; Jojutla: Tlatenchi.

### Hospedero

*Carassius auratus*, *Coridora aeneus*, *Poecilia sphenops*, *Oreochromis niloticus*, *Betta splendens*

Ref. Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Shinm *et. al.* 2009.

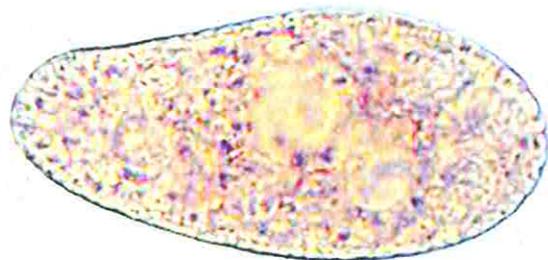


Fig. 8. *Tetrahymena* sp. cilios en superficie del cuerpo. Lesiones causadas por el protozoo, laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.



**Familia:** Tetrahymenidae

## *Tetrahymena* spp.

### Descripción

Ciliado que tiene una forma característica piriforme, comprimido dorso ventralmente midiendo hasta 80 micras de longitud. Presenta cilios ordenados en filas a lo largo del cuerpo con la ausencia de un saco citofaríngeo. Presenta dos tipos de núcleos (macronúcleo y micronúcleo), que son estructural y funcionalmente diferentes (dimorfismo nuclear).

### Lesiones y signos

El parásito aparece cuando la piel o epitelio branquial ya ha sido afectada por hongos o bacterias; se alimenta de bacterias y fragmentos de partes destruidas de la piel. Aunque es posible que en acuarios con una sobrepoblación de peces *Tetrahymena* prolifere masivamente a causa de la contaminación del agua.

### Distribución en Morelos

Ayala: Huertas de Cuautla; Zacatepec: Zacatepec.

### Hospedero

*Poecilia reticulata*

Ref. Astrofsky *et. al.*, 2002; Hoffman, 1999; Leibowitz *et. al.*, 2005; Leibowitz & Zilberg, 2009; Noga, 2000.

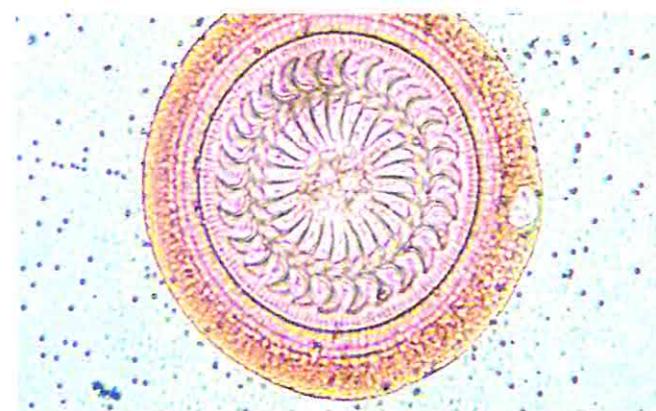


Fig. 9. *Trichodina* spp. Se observan los cilios y denticulos en forma de corona, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Trichodinidae

## *Trichodina* spp.

Ehrenberg, 1831.

### Descripción

Es un protozoo microscópico con un diámetro de 100 micras a 1 mm., que se caracteriza por poseer un anillo de dientes quitinosos (denticulos), entrelazados para formar un esqueleto flexible en forma de corona en el centro de la célula. El número y la forma de los dientes así como el tamaño del cuerpo, son utilizados para clasificarlos de una especie a otra. Posee una corona de cilios que le permiten su movimiento.

### Lesiones y signos

Los parásitos pueden cubrir la piel, aletas y branquias, lo que ocasiona erosiones cutáneas y un exceso de mucus, provocando que los peces se froten en las paredes del estanque, en branquias provoca desprendimiento del epitelio. En afecciones leves provoca retraso del crecimiento, opacidad de la piel y en crías con afecciones graves provoca la muerte.

### Distribución en Morelos

Axochiapan: Quebrantadero; Ayala: Chinameca, El Vergel, Palo Blanco; Jiutepec: Los Pinos; Jojutla: Tlaltenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Tetecala: Cuautlita; Tlaltizapán: San Rafael.

### Hospedero

*Pterophyllum scalare*, *Carassius auratus*, *Poecilia sphenops*, *Oreochromis niloticus*, *Xiphophorus helleri*, *Puntius titteya*, *Gymnocorymbus bondi*

Ref. Hoffman, 1999; Noga, 2000.

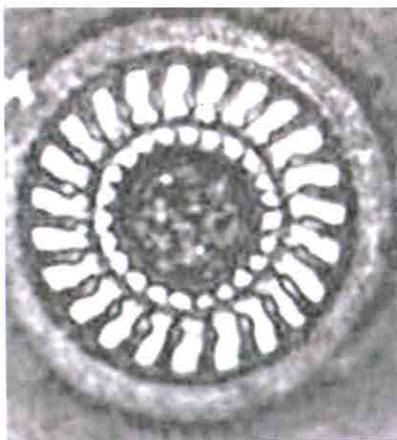


Fig. 10. Se observa menor número y forma distinta de denticulos con respecto a otras especies de Tricodinas, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Trichodinidae

## *Trichodinella sp.*

Srámek-Husek, 1953.

### Descripción

Protozooario con un diámetro de hasta 100 micrómetros, que tiene una forma característica de plato y con borde ciliado alrededor de todo su perímetro que le permiten movimientos giratorios, presenta también una ordenación de denticulos en la parte inferior del cuerpo.

### Lesiones y signos

Al desplazarse, el parásito lesiona la piel, branquias y aletas del pez. *Trichodinella* alimenta de restos celulares ocasionando una excesiva producción de mucus, aletas desgastadas, erosiones cutáneas, palidez de branquias, disnea, dermatitis subaguda e hiperplasia. En peces afectados se observa frotamiento contra superficies, nado y saltos repentinos.

### Distribución en Morelos

Tlaquiltenango: Tlaquiltenango.

### Hospedero

*Oreochromis niloticus*

Ref. Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga, 2000.



Fig. 11. *Tripartiella sp.* parasitando branquias. (CESAEM, 2010).

**Familia:** Trichodinidae

## *Tripartiella sp.*

Lom, 1959.

### Descripción

Protozooario microscópico que puede medir hasta 100 micras de diámetro. Al igual que *Trichodina* y *Trichodinella*; poseen denticulos entrelazados dentro del cuerpo para formar un esqueleto flexible en forma de corona en el centro del parásito. Se alojan en las branquias y piel del pez.

### Lesiones y signos

En los peces infestados, producen excesiva cantidad de mucus, las aletas tienen una apariencia deshinchada y la superficie del pez puede presentar erosiones cutáneas. En peces con infestación crónica se muestra anorexia, lo que conlleva a la pérdida de condición corporal y las branquias presentan palidez marcada.

### Distribución en Morelos

Tlaquiltenango: Tlaquiltenango.

### Hospedero

*Oreochromis niloticus*

Ref. Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga, 2000.

Fig. 12. Necrosis y exceso de mucus en branquias causado por *Branchiomyces* sp. (CESAEM, 2010).



**Familia:** Saprolegniaceae

## *Branchiomyces demigrans*

Wundsch, 1929.

### Descripción

Hongo microscópico de pared gruesa cuyas hifas no presentan septos, las esporas miden de 1217 micras de diámetro y se desarrollan a temperaturas de 15 a 35° C. Las esporas de vida libre penetran y parasitan los tejidos, principalmente las branquias, en las cuales germinan y desarrollan el micelio, en donde se producen las esporas que son liberadas al medio.

### Lesiones y signos

Una vez dentro del tejido, el micelio se extiende en el interior de las branquias, reduciendo el flujo sanguíneo y causando necrosis en el tejido infectado. Las branquias presentan un aspecto marmóreo, deshilachadas, de color rojo brillante o blanco-pardusco; en casos subagudos las zonas necróticas llegan a desintegrarse. Los peces se observan débiles, aletargados y con dificultad respiratoria, estos pueden llegar a morir a las 48 hrs. de iniciada la infección, generando una mortalidad de hasta el 50% de la población.

### Distribución en Morelos

Zacatepec: Zacatepec.

### Hospedero

*Carassius auratus*

Ref. Hoffman, 1999; Noga, 2000.



Fig. 13. Lesiones en branquias provocadas por *Ichthyophonus hoferi* (CESAEM 2010).

**Familia:** Scyphidiidae

## *Ichthyophonus hoferi*

Plehn y Mulsow, 1911.

### Descripción

Es un hongo microscópico que es un parásito obligado, su temperatura óptima de crecimiento es de 10° C y no crece a temperaturas mayores o iguales a 30° C, las hifas son no tabicadas de diferentes longitudes, esporas permanentes, clamidosporas en conidios que se forman en la fusión de las hifas.

La infección se manifiesta con un aspecto de "papel de lija" y generalmente es más frecuente en la región caudal de los peces.

### Lesiones y signos

Hay pérdida de epitelio a medida que el hongo avanza, produce una necrosis localizada que origina la formación de abscesos y úlceras.

El hongo puede ser invasivo, pudiéndose encontrar con mayor frecuencia en órganos internos que en piel y se manifiesta por la presencia de nódulos blanquecinos o lesiones blanco-grisáceas especialmente en hígado y corazón, aunque puede presentarse en cualquier órgano.

Puede ocasionar deformación de la columna vertebral, dificultando el nado del pez. En músculo aparecen lesiones necróticas purulentas y las esporas también pueden llegar a observarse en bazo y cerebro.

**Distribución en Morelos:** Jojutla: Tlatenchi.

**Hospedero:** *Carassius auratus*

Ref. Hoffman, 1999; Noga, 2000; Rahimian, 1998.

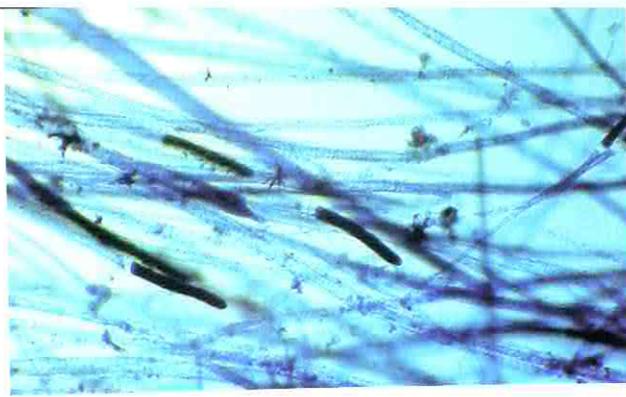


Fig. 14. Hifas de *Saprolegnia* sp. con presencia de esporangios, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Saprolegniaceae

## *Saprolegnia* sp.

### Descripción

Patógeno fúngico más importante en peces de agua dulce y se puede distinguir macroscópicamente.

Presentan un micelio largo, no septado y abundante. La reproducción se realiza por zoosporas biflageladas en hifas fértiles, las cuales tienen la capacidad de producir grandes cantidades de esporas que pueden infectar peces o huevos. Su rango de temperatura de crecimiento es entre 15° a 30° C.

### Lesiones y signos

Patógenos oportunistas, generalmente la vía de entrada son las heridas en piel, cuando la infección involucra a órganos internos es por vía intestinal. En piel y branquias se manifiesta como manchas blancas o blanco grisáceas, focales, las cuales por el micelio dan aspecto algodonoso. Estas manchas pueden observarse de color café o marrón debido al barro o arcilla que se adhiere al micelio. A pesar de que la infección predomina en piel y branquias, el hongo también puede invadir músculos. Los tejidos infectados pueden presentar descamación epitelial, úlceras y necrosis.

### Distribución en Morelos

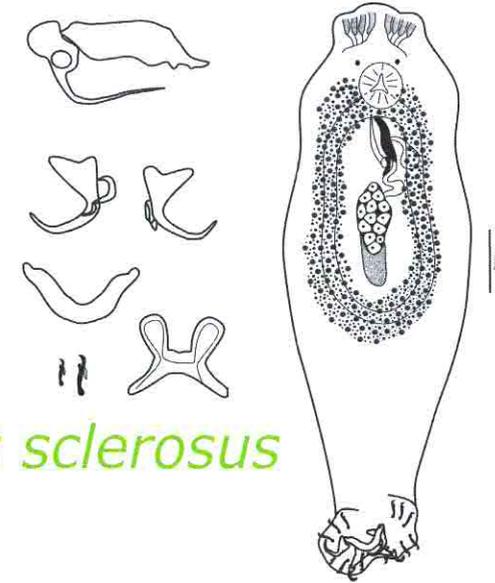
Ayala: Chinameca; Coatlán del Río: San Andrés; Tetecala: Cuautlita; Tlaltizapán: Temilpa Nuevo, Temilpa Viejo.

### Hospedero

*Betta splendens*, *Hypostomus plecostomus*, *Carassius auratus*, *Hyphessobrycon eques*

Ref. Carvallo y Muñoz, 1991; González de Canales et. al. 2001; Hoffman, 1999; Noga, 2000; SEMARNAP, 1999.

Fig. 15. Detalles de los órganos: órgano copulador, macroganchos, barra dorsal y ventral. (Caspeta-Mandujano, 2009).



**Familia:** Cichlidogyridae

## *Cichlidogyrus sclerosus*

Paperna y Thurston 1969

### Descripción

Es un monogéneo microscópico con un cuerpo robusto, fusiforme de aproximadamente 1.4 mm. de largo por 0.435 mm. de ancho. Presenta una faringe esférica, haptor oval, macroganchos ventrales y dorsales con raíces deprimidas o desarrolladas de manera deficiente, mango doblado, ligeramente cerrado, punta recta, corta y bien desarrollada. Barra ventral en forma de V. Barra dorsal en forma de H, con dos proyecciones en forma de ratón, dirigidas anteriormente. 14 microganchos de dos diferentes tamaños. Son hermafroditas; testículo oval. Dos reservorios prostáticos. OCM Simple, delgado, ligeramente curvado en su parte proximal, forma de L. Base del OCM esclerotizada. Pieza accesorio oval, caverosa, el extremo apical en forma de gancho. Ovario oval. Vagina ligeramente esclerotizada, abertura ubicada en la parte media. Presencia de vitelógena, ausente en los órganos reproductivos.

### Lesiones y signos

Es un parásito con acción exfoliadora sobre las branquias. Son "acompañantes casi naturales", pero mucho más agresivos. Se encuentran además en cultivos intensivos, en donde la infestación es favorecida por la alta densidad de peces por área y por el ciclo de vida directo del parásito. Se alimentan del mucus y del epitelio de la superficie corporal, causando lesiones externas que erosionan y exponen la dermis a infecciones causadas por hongos y/o bacterias. Estos parásitos pueden ocasionar mortalidades en un corto período de tiempo, afectando en cultivos de Tilapia.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca, Xalostoc; Jiutepec: Atlacomulco, Los Pinos; Tepalcingo: Zacapalco; Tlaltizapán: Temilpa Nuevo; Zacatepec.

### Hospedero

*Oreochromis niloticus*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2009; Flores-Crespo, 2003; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Sánchez-Ramírez et. al., 2007; Vidal-Martínez, 2001.



Fig. 16. *Dactylogyrus* sp. en lamelas branquiales, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Dactylogyridae

## *Dactylogyrus* sp.

Diesing, 1850.

### Descripción

Es un monogéneo microscópico, los adultos son de tamaño relativamente pequeño (2 mm). El extremo anterior o prohaptor posee dos pares de lóbulos cefálicos, dos pares de ocelos y glándulas cefálicas que segregan sustancias adhesivas para la fijación. Su faringe es redondeada o ligeramente elipsoidal. El opistohaptor u órgano de fijación posterior está formado por un par de macroganchos y catorce microganchos. Los adultos ponen huevos que se desprenden del pez cayendo al fondo del agua, a temperaturas adecuadas eclosionan dando lugar a la aparición de larvas ciliadas (oncomiracidios), éstas nadan activamente hasta encontrar un nuevo hospedero sobre el que se fijan y en el que gradualmente pierden la epidermis ciliada y se transforman en adultos.

### Lesiones y signos

Ocasionan daños principalmente en branquias causando hiperplasia branquial, comprometiendo la capacidad respiratoria. Provoca irritación, hemorragias y erosión del tejido branquial, los peces se frotan a la orilla de los estanques con movimientos rápidos y repentinos lesionando su piel.

### Distribución en Morelos

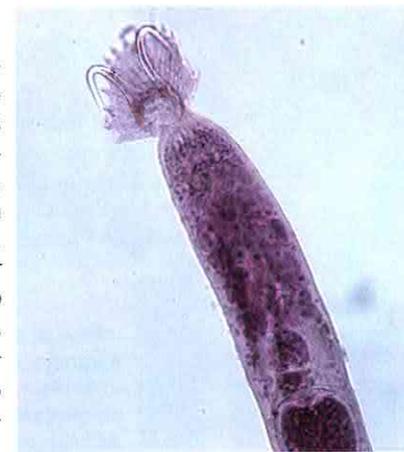
Ayala: El Vergel; Jojutla: Tlaltenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Tetecala: Cuautlita; Tlaltizapán: San Pablo Hidalgo, San Rafael, Temilpa Nuevo; Xochitepec: Chinconcuac.

### Hospedero

*Hipostomus plecostomus*, *Carassius auratus*, *Poecilia reticulata*, *Cyprinus carpio*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2009; Flores-Crespo, 2003; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Vidal-Martínez, 2001.

Fig. 17. Se observan el par de macroganchos y los microganchos (fig. izq.), región cefálica en forma de V (fig. der.) ejemplar del Laboratorio de Parasitología, Facultad de Ciencias Biológicas, UAEM.



**Familia:** Gyrodactylidae

## *Gyrodactylus* sp.

Nordmann, 1832.

### Descripción

Es un monogéneo microscópico de 0.3 a 1 mm de longitud que presenta forma aplanada con el extremo cefálico en forma de V. Termina en un órgano de fijación (opistohaptor) con dos macroganchos y 16 microganchos marginales. Este parásito habita en piel, branquias y aletas; cada especie puede infectar un tipo de pez en particular. Son vivíparos; a temperaturas altas aceleran su desarrollo y si las condiciones del agua les favorece se reproducen con gran rapidez.

### Lesiones y signos

Los parásitos se fijan en la piel, aletas y branquias erosionando la superficie dérmica y causando traumatismo por sus ganchos, lo que produce una hipersecreción de las glándulas cutáneas. Una infestación de las branquias impide la respiración, si la infección es masiva ocasiona la muerte del pez.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca, El Vergel; Jiutepec: Los Pinos; Jojutla: Tlaltenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Tlaltizapán: San Rafael, Santa Rosa 30; Zacatepec.

### Hospedero

*Pterophyllum scalare*, *Carassius auratus*, *Poecilia sphenops*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2009; Flores-Crespo, 2003; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Vidal-Martínez, 2001.



Fig. 18. Cuerpo fusiforme con un par de macroganchos, terminación cónica, ejemplar de la colección Helmintológica del Laboratorio de Parasitología, UAEM.

**Familia:** *Dactylogyridae* Bychowsky 1933

## *Urocleidoides strombicirrus*

### Descripción

Cuerpo fusiforme de 0.53 mm de largo. La faringe es esférica. El macrogancho ventral mide 0.09 mm de largo, con raíces bien desarrolladas, el mango notablemente alargado y abierto, la base mide 0.043 mm. de ancho. Macrogancho dorsal 0.055 mm de largo, la base mide 0.032 mm de ancho, con raíz profunda moderadamente desarrollada, raíz superficial alargada con terminación cónica, mango alargado con punta corta. Barra ventral 0.058 mm de largo, robusta, casi recta con extremos notablemente englobados y dirigidos de manera anterior. Barra dorsal de 0.080-0.085 mm de largo, delgada ligeramente con forma de U con extremos poco ensanchados. Catorce microganchos, similares en forma, pero de dos diferentes tamaños, cada uno con el pie visiblemente dilatado, pulgar disminuido y orientado hacia abajo, mango recto y punta fina, 0.047 mm y 0.038 mm de largo. OCM\* tubular, formando 2 anillos en longitud, 0.043 mm de diámetro del primer anillo; base del OCM sobre una placa esclerotizada casi esférica en su parte distal, aparentemente está conectada con la base del OCM. \*Órgano copulador masculino.

### Lesiones y signos

Por ser un parásito que se ha reportado para peces silvestres no se ha determinado el problema que podría ocasionar en caso de una infestación; sin embargo, el daño que causan los organismos que parasitan branquias es que al fijarse en el epitelio ocasionan pequeñas heridas que exponen la dermis a infecciones bacterianas o micóticas; además en infestaciones severas obstruyen la respiración al pez

**Distribución en Morelos:** Río Cuautla.

**Hospedero:** *Astyanax aeneus*

Ref.: Caspeta-Mandujano et al. 2009; Noga, 2000.



Fig. 19. Se aprecia la ventosa oral y acetábulo, ejemplar de la colección Helmintológica del Laboratorio de Parasitología, UAEM.

**Familia:** *Allocreadiidae*

## *Creptotrema agonostomi*

Salgado-Maldonado, Cabañas-Carranza y Caspeta-Mandujano, 1998

### Descripción

Cuerpo pequeño con forma oval a alargado, mide 0.8 a 1.9 mm de largo por 0.3 a 0.6 mm de ancho máximo a la mitad del cuerpo. El tegumento no presenta espinas. La ventosa oral presenta 2 pequeñas papilas dorsolaterales, difíciles de observar en algunos ejemplares. Acetábulo ecuatorial más grande que la ventosa oral, faringe globular, esófago corto. Los ciegos son angostos, no unidos, terminan cerca del extremo posterior del acetábulo. Bolsa del cirro conspicua, oval y preacetabular. Vesícula seminal, alargada. Poro genital medio, preacetabular, abriéndose a nivel de la bifurcación intestinal. Ovario posterolateral al acetábulo, pretesticular. Útero intercecal, corto con asas entre los testículos y el acetábulo. Huevos pequeños de 0.052 a 0.057 mm de largo por 0.020 a 0.031 mm de ancho. Folículos vitelinos más extracecales, extendidos desde el nivel de la faringe al extremo posterior del cuerpo. Poro excretor terminal, vesícula excretora en forma de Y.

### Lesiones y signos

Los parásitos intestinales causan un mayor daño al hospedero durante la migración de la metacercaria al intestino; tales como hemorragias, necrosis e inflamación durante el trayecto.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Ictalurus balsanus*

Ref.: Caspeta-Mandujano et al., 2009; Noga, 2000.

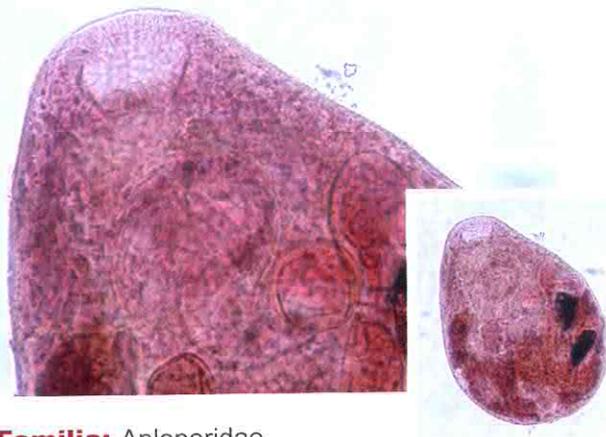


Fig. 20. Ventosa oral, bolsa del cirro (fig. izq.) y huevos grandes (fig. der.), ejemplar de la colección Helmintológica del Laboratorio de Parasitología, UAEM.

**Familia:** Aploporidae

## *Saccocoelioides cf. sogandaresi*

Lumsden, 1963

### Descripción

Es un parásito de cuerpo pequeño y forma oval, en promedio mide 0.6 mm de largo y 0.16 mm de ancho en la zona cercana a la mitad del cuerpo. Su tegumento está cubierto por pequeñas espinas. La ventosa oral es subterminal. El acetábulo o la ventosa ventral es ecuatorial o preecuatorial mide 0.066 de largo por 0.074 mm de ancho, es ligeramente más grande que la ventosa oral. La faringe muscular es grande y ancha. El esófago es corto y ancho. Los ciegos intestinales son anchos y cortos terminando a la altura de la región del ovario. El poro genital de tamaño medio se ubica posterior a la faringe. El saco hermafrodita oval en la zona preacetabular esta bien desarrollado. Un solo testículo grande y largo, ubicado en la zona postecuatorial. Vesícula seminal esférica, externa al saco hermafrodita. Ovario casi esférico intracecal y postacetabular, más pequeño que el testículo. Presenta folículos grandes dispersos lateralmente a lo largo de los ciegos intestinales entre la ventosa ventral y la terminación posterior. Útero corto, situado entre la ventosa ventral y el margen anterior del testículo. Pocos huevos grandes y operculados que llegan a medir 0.085 mm de largo. La vesícula excretora en forma de Y. El poro excretor terminal.

### Lesiones y signos

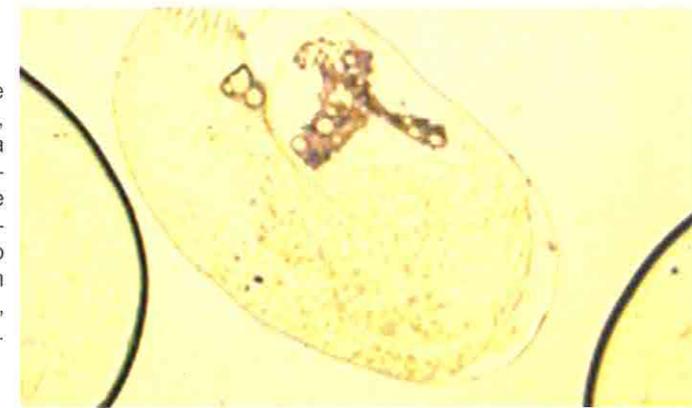
Los parásitos intestinales causan un mayor daño al hospedero durante la migración de la metacercaria al intestino que estando dentro de él, tal como hemorragias, necrosis e inflamación durante el trayecto de migración.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*, *Poecilopsis gracilis*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Noga, 2000.

Fig. 21. Quiste oval transparente, 16 espinas en la parte anterior y vesícula en forma de Y en la parte posterior, Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuícola, CESAEM.



**Familia:** Heterophyidae

## *Ascocotyle (Phagicola) nana*

Ransom, 1920

### Descripción

El quiste pequeño es de forma esférica, oval y con pared transparente. Lóbulo pleoral ligeramente desarrollado. Ventosa oral subterminal, armada con una corona completa de 16 espinas finas y 4 (raramente 3 a 6) espinas accesorias. Prefaringe larga. Faringe grande, fuertemente muscular. El acetábulo o ventosa ventral postecuatorial. El radio de las ventosas es de 1:1.41 de largo y 1:0.80 de ancho. Esófago relativamente largo. Los ciegos intestinales largos y anchos se encuentran rodeando al acetábulo, son moderadamente curvados y llegan hasta la vesícula excretora. Testículos grandes y simétricos, se encuentran cerca del extremo posterior del cuerpo. El gonótilo grande, anterolateral al acetábulo con 15 "dedos" retráctiles. Ovario oval o esférico, pretesticular. Vesícula excretora en forma de Y con pequeños lóbulos posteriores. Poro excretor terminal.

El caracol, *Pyrgophorus coronatus* funciona como el primer hospedero intermediario y aves ictiófagas como *Bu-*

*teogallus anthracinus* y *Casmerodius albus* son hospederos definitivos.

### Lesiones y signos

El daño que esta metacercaria podría causar es primeramente durante la migración de la cercaria para llegar al órgano adecuado, una vez establecida y en cuando empieza su desarrollo la respuesta tisular aumenta antes de que se enquiste.

Metacercarias de esta familia provocan severos daños en branquias, disminución de la respiración y mortalidad, en casos donde se presentan infestaciones severas.

### Distribución en Morelos

Río Yautepec; Chinameca, Ayala; Cuautitla, Tecuala.

### Hospedero

*Poecilia sphenops*, *Poecilopsis gracilis* y *Heterandria bimaculata*, *Trichogaster trichopterus*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Noga 2000; Vidal-Martínez 2001.



Fig. 22. Se aprecia la ventosa oral, el acetábulo y el órgano tribocítico, cuerpo cónico con un quiste oval a esférico, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Strigeidae

## *Apharingostrigea sp.*

### Descripción

El quiste de la metacercaria es de oval a esférico. Tremátodo de cuerpo cónico con una protuberancia en el extremo posterior, presenta dos pseudoventosas en la parte anterolateral del cuerpo. Prefaringe y faringe ausentes, esófago corto, ciegos intestinales rodeando al órgano tribocítico; extendidos hasta el extremo posterior del cuerpo. El órgano tribocítico posterior al acetábulo es voluminoso y ocupando la región intercecal. Los primordios genitales están en el extremo posterior del cuerpo y un poro excretor terminal.

### Lesiones y signos

Desarrollo tardío, peces de color pálido y delgados; sin embargo la mayoría de los casos pasan desapercibidos.

### Distribución en Morelos

Tetecala: Cuautlita; Tlaltizapán: Temilpa Viejo.

### Hospedero

*Hipostomus plecostomus*

Ref.: Noga, 2000; Vidal-Martínez, 2001.

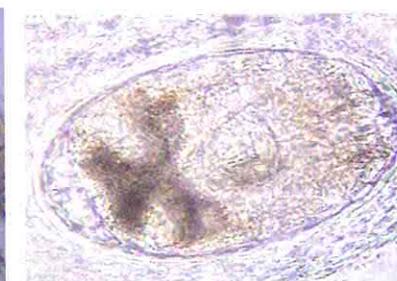
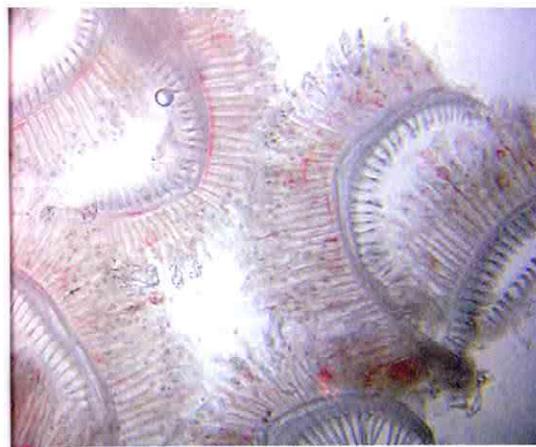


Fig. 23. Quiste oval transparente, vesícula en forma de X, Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.

**Familia:** Heterophyidae

## *Centrocestus formosanus*

(Nichigori, 1934).

### Descripción

Tremátodo microscópico, de cuerpo alargado de 0.240 a 0.343 mm y 0.122 mm de ancho, el quiste es de forma oval, transparente, cuerpo alargado, estrecho anteriormente, enteramente cubierto de espinas pequeñas y presenta una ventosa oral subterminal armada con dos coronas de 16 espinas cada una. Fue registrado en México en 1979.

### Lesiones y signos

Las metacercarias parasitan a una gran variedad de peces, alojándose principalmente en las branquias, causando hiperplasia, baja la captación de oxígeno originando debilidad en los peces.

El hospedero definitivo son las aves en las cuales se aloja en intestinos para continuar con su ciclo biológico.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca, El Vergel, Palo Blanco, San Pedro Apatlaco, Xalostoc; Coatlán del Rio: San Andrés; Jiutepec: Atlacomulco, Los Pinos; Jojutla: Panchimalco, Tlatenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Tetecala: Cuautlita; Tlaltizapán: San Rafael, Santa Rosa 30; Xochitepec: Atlacholoaya; Zacatepec: Chiverías, Galeana.

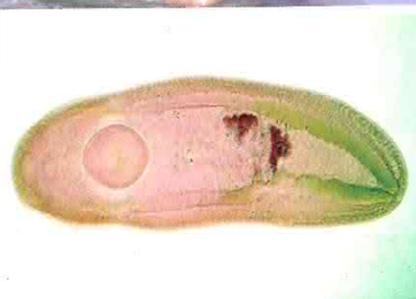
### Hospedero

*Carassius auratus*, *Poecilia sphenops*, *Xiphophorus helleri*, *Xiphophorus maculatus*, *Poecilia scalare*, *Gymnocorymbus bondi*, *Thayeiria boehlkei*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Noga, 2000; Vidal Martínez, 2001.



Fig. 25. Guppy infestado por quistes de *Clinostomum complanatum* (fig. sup.), parásito desenquistado (fig. inf.), Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuícola, CESAEM.



**Familia:** Clinostomidae

## *Clinostomum complanatum*

(Rudolphi, 1814).

### Descripción

Tremátodo macroscópico con un tamaño de 2.5 a 5.5 mm de largo, forma quistes esféricos grandes y de color amarillo, cuerpo alargado o elíptico, con la parte anterior truncada y la parte posterior redondeada, ventosa oral pequeña, subterminal, se encuentra dentro de una cavidad cóncava en la parte anterior en forma de collar.

Su localización en forma de quistes es muy variada, pudiendo ser en la base de los arcos branquiales, boca, piel, pliegue de aletas, cavidad celomica y en ocasiones en órganos internos.

### Lesiones y signos

Producen quistes de hasta 5mm de diámetro en órganos descritos, que cuando se presentan en cantidad suficiente pueden provocar considerables daños en órganos y músculos.

Si los nódulos están cerca de la piel pueden exteriorizar y producir ulceraciones.

**Distribución en Morelos:** Ayala: Chinameca.

### Hospedero:

*Poecilia reticulata*, *Xiphophorus helleri*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.*, 2009; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Vidal-Martinez, 2001.



Fig. 25. Se observa la ventosa oral y el órgano tribocítico, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Diplostomatidae

## *Diplostomum compactum*

(Lutz, 1928).

### Descripción

Cuerpo dividido en dos regiones; la anterior de forma cóncava, se distingue por la ventosa oral, dos pseudoventosas adyacentes a esta y el órgano tribocítico y una región cilíndrica midiendo aproximadamente 2 a 4 mm.

El caracol es el primer hospedero intermediario del que se liberan cercarias, estas parasitan el cristalino del ojo del pez, en donde se transforman en metacercarias, las aves al consumir el pez infectado, desarrollaran en su interior la fase adulta, siendo el excremento del ave el vector para continuar el ciclo biológico.

### Lesiones y signos

La metacercaria se localiza en el cristalino formando cataratas, provoca pérdida de la visión, el pez deja de alimentarse empeorando su condición corporal siendo a su vez, presa fácil de las aves. Produce cambios patológicos como edema, congestión, infiltración leucocitaria y hemorragias moderadas, afecta la coracoides e iris, causando en algunos casos la necrosis del músculo, retina y finalmente la disfunción, ceguera parcial o total.

### Distribución en Morelos

Tlaltizapán: Huatecalco.

### Hospedero

*Poecilia velifera*

Ref.: Vidal-Martinez, 2001.



Fig. 26. Se observan escolex, cuello, estróbilo y proglótidos, Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.

**Familia:** Bothriocephalidae

## *Bothriocephalus acheilognathi*

Yamaguti, 1934.

### Descripción

Céstodo de hasta 20 cm de longitud que se encuentra en el intestino de los peces. Presenta un escólex elongado con indentaciones laterales, botrios longitudinales, disco apical con bordes dentados, poro cirrovaginal dorsal posterior al poro uterino y los testículos en la medula lateral, ovario compacto en la medula ventromedial.

### Lesiones y signos

Los peces pueden llegar a volverse aletargados e inapetentes, causando la pérdida de condición corporal. Suelen presentar algunos signos como: distensión abdominal, obstrucción intestinal, atrofia de tejidos internos, hemorragias localizadas hasta llegar a producir la muerte del hospedero.

### Distribución en Morelos

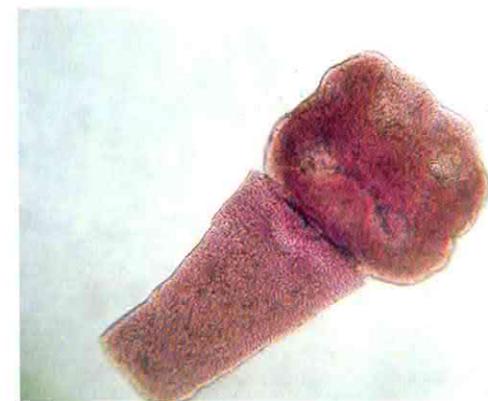
Zacatepec: Zacatepec; Jiutepec: Los Pinos.

### Hospedero

*Xiphophorus helleri*, *Poecilia reticulata*, *Xiphophorus maculatus*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2009; Gutiérrez-Cabrera, 2005; Hoffman, 1999; Noga, 2000; Vidal-Martínez, 2001.

Fig. 27. Escolex aplanado en la terminación apical, (CESAEM, 2010)



**Familia:** Proteocephalidae

## *Corallobotrium fimbriatum*

Befus y Freeman, 1973.

### Descripción

Céstodo de 5 a 18 mm. de longitud, presenta escólex aplanado en la terminación apical y cuatro ventosas en la superficie aplanada, estróbilo segmentado con 24 a 31 proglótidos ligeramente separados, los maduros mas anchos que largos, segmentos grávidos mas largos que anchos.

El adulto vive en el intestino, es muy común en peces silvestres.

Los huevos son excretados junto con las heces e ingeridos por copépodos en donde se desarrolla la larva procercoide, la cual al ser ingerida por los peces pequeños se transforma en plerocercóide. Los peces adquieren el parásito al alimentarse de los copépodos infectados.

### Lesiones y signos

Causan enteritis hemorrágica, distensión abdominal y emaciación.

### Distribución en Morelos

Tlaltizapán: Temilpa Nuevo

### Hospedero

*Corydora aeneus*.

Ref. Caspeta-Mandujano, 2009.



Fig. 28. *Glossocercus auritus* con cuatro ventosas laterales róstelo muscular con dos círculos de ganchos, ejemplar de la colección Helmintológica del Laboratorio de Parasitología, UAEM.

**Familia:** Gryporhynchidae

## *Glossocercus auritus*

(Rudolphi, 1819)

### Descripción

Metacéstodos encapsulados, cápsula delgada. Cuerpo muy largo, arriba de 4 mm y 0.180 a 0.300 mm de ancho, dividido en escólex y cuerpo posterior. Escólex subesférico de 0.5 a 0.8 mm de ancho con cuatro ventosas laterales y róstelo muscular, armado con dos círculos de ganchos similares en forma. Ganchos grandes 0.180 a 0.265 mm de largo con la parte anterior terminal ligeramente curvada. Ganchos pequeños 0.140 a 0.145 mm de largo con la parte terminal más curvada que la de los ganchos grandes.

### Lesiones y signos

Una vez dentro del pez, el único daño que ocasiona esta larva es cuando se lleva a cabo la migración del intestino al mesenterio, afectando normalmente a vísceras y tejido muscular provocando reacciones tisulares inflamatorias causadas por la adherencia de la larva encapsulada.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Noga, 2000.

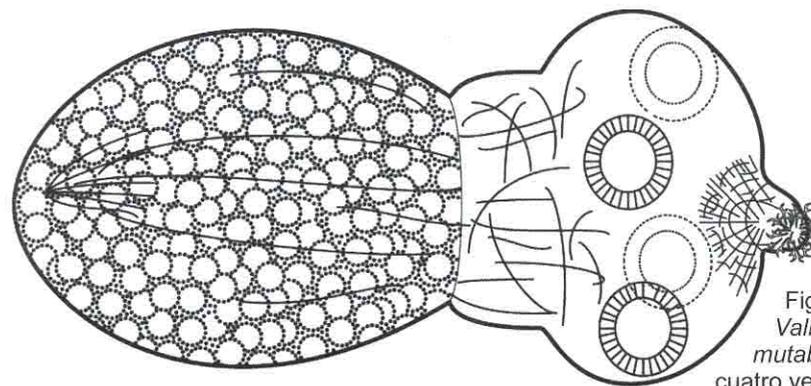


Fig. 29. *Valipora mutabilis* con cuatro ventosas laterales róstelo muscular con dos círculos de 10 ganchos en el escólex, (Caspeta-Mandujano, 2009).

**Familia:** Gryporhynchidae

## *Valipora mutabilis*

Linton, 1927

### Descripción

Metacéstodos no encapsulados, de tamaño pequeño, 0.560 a 0.610 mm de largo por 0.123 a 0.256 mm de ancho. Cuerpo dividido en escólex y cuerpo posterior. Escólex casi esférico, 0.220 a 0.280 mm de ancho, con 4 ventosas laterales y róstelo muscular con 2 círculos de 10 ganchos cada uno. Ganchos largos 25.00 a 32.00 mm de largo, con una ligera curva en la parte terminal anterior. Ganchos pequeños 13.0 a 15.0 mm de largo con una ligera curva en la parte terminal anterior.

### Lesiones y signos

Una vez dentro del pez, el único daño que ocasiona esta larva es cuando se lleva a cabo la migración del intestino a la vesícula biliar, afectando normalmente a vísceras y tejido muscular provocando reacciones tisulares inflamatorias.

**Distribución en Morelos:** Presa Los Carros.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*, *Heterandria bimaculata*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Noga 2000; Sanmartin, 1994.

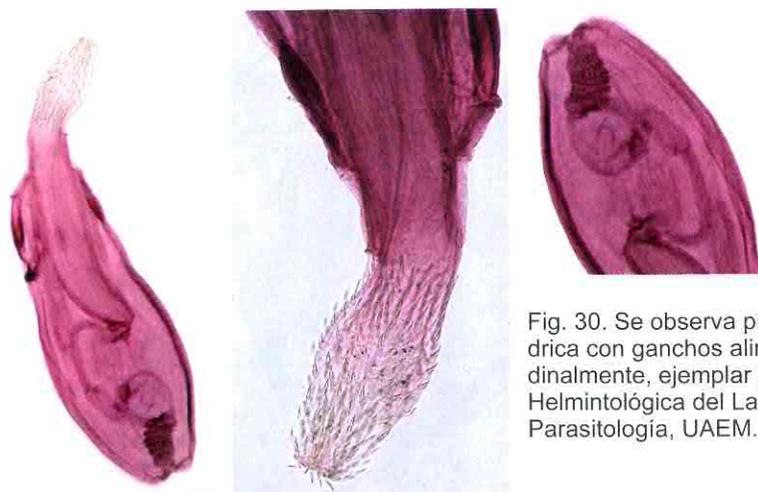


Fig. 30. Se observa probóscide cilíndrica con ganchos alineados longitudinalmente, ejemplar de la colección Helmintológica del Laboratorio de Parasitología, UAEM.

**Familia:** Polymorphydae

## *Polimorphus brevis*

Van Cleave, 1916

### Descripción

Cuerpo cilíndrico y ensanchado en la parte posterior, 20.0 a 25.0 mm de longitud y 0.70 a 0.80 mm de ancho. Pared del tegumento gruesa, finamente estriada en la parte posterior. Probóscide cilíndrica, 0.460 a 0.720 mm de largo y 0.200 a 0.310 mm de ancho, armada con 18 líneas longitudinales de al menos 14 ganchos. Los ganchos apicales son más delgados y ligeramente curvados; los ganchos de la parte media son más robustos con curvaciones bien formadas que miden de 0.035 a 0.051 mm de largo; los ganchos posteriores son simples y sin curvatura y miden de 0.030 a 0.050 mm de largo. Los primordios de las gónadas se encuentran en la parte posterior del tronco y se encuentran ligeramente desarrollados.

### Lesiones y signos

Las lesiones por acantocéfalos ocurren al permanecer anclados en el intestino mediante la probóscide armada con ganchos. Se ha visto que los cambios que provoca en la mucosa se caracterizan por la aparición de zonas hemorrágicas y granulomatosas. En grandes cantidades los daños podrían causar serios daños intestinales.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.*, 2009; Sanmartín *et al.*, 1994; Noga, 2000.

**Familia:** Camallanidae

## *Camallanus cotti*

Fujita, 1929.

### Descripción

Nemátodo de tamaño mediano y cutícula anillada. Terminación anterior ancha con una capsula bucal formada por dos valvas laterales esclerosadas, un anillo basal corto y dos tridentes bien desarrollados, dorsal y ventral, presentan tres prolongaciones (tamaños diferentes), dirigidas posteriormente desde el anillo basal. La superficie interna de cada valva está marcada por surcos longitudinales. Abertura oral parecida a una hendidura está rodeada de ocho papilas dispuestas en dos círculos. Deiridios muy pequeños a nivel de la unión esófago muscular y glandular. El anillo nervioso circunda la parte anterior del esófago muscular, poro excretor por debajo del anillo nervioso. Machos de 5.05 a 6.94 mm. De 14 a 18 líneas longitudinales en valvas. Parte posterior cónica, curvada con ala membranosa subventral. 14 pares de papilas caudales: 7 precloacales, 2 adcloacales y 5 poscloacales. Fasmidios laterales. Espículas de forma similar, desiguales y simples. Hembras de 9.84 a 14.86 mm. de 18 a 21 líneas longitudinales en las valvas. Vulva posecuatorial, labios elevados. Vagina muscular, útero con presencia de huevos y larvas de primer estadio.

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.* 2009; Levsen, 2002.

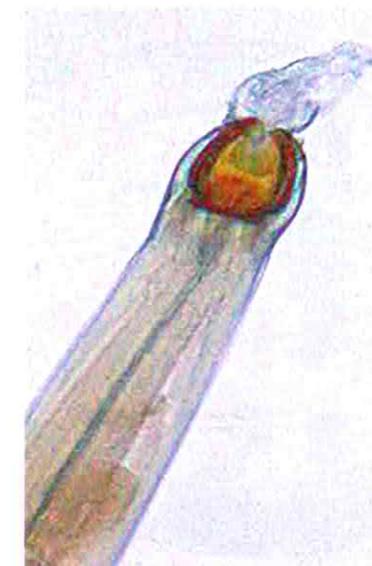


Fig. 31. Se aprecia el aparato bucal esclerosado, el tridente y la capsula bucal, (CESAEM, 2010).

### Lesiones y signos

Se ancla a la pared del intestino, succionando fluidos y causando isquemia; cuando el tejido de la zona muere, el parásito migra a una nueva ubicación. Las lesiones son vía de entrada para bacterias.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca; Jiutepec: Los Pinos; Tepalcingo: Zacapalco.

### Hospedero

*Poecilia reticulata*, *Xiphophorus helleri*

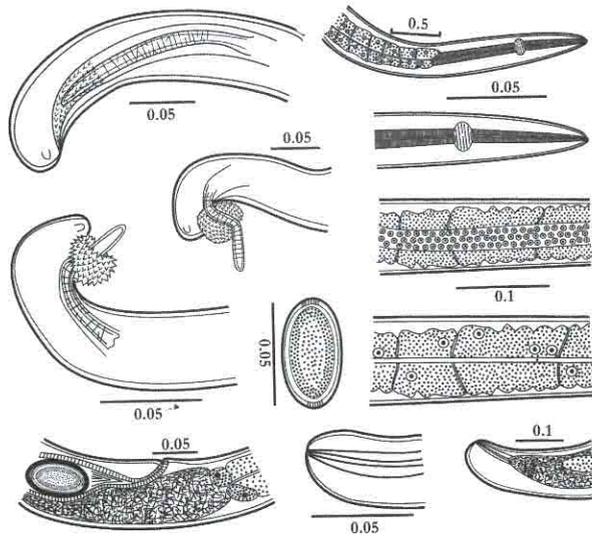


Fig. 32. Se aprecia la parte anterior, región media y parte posterior de hembra y macho de *Capillaria cyprinodonticola*, (Caspeta- Mandujano, 2009).

**Familia:** Capillariidae

## *Capillaria cyprinodonticola*

Huffman y Bullock, 1973

### Descripción

Nemátodo pequeño, angostos en la parte anterior y posterior. El esticosoma está compuesto de una sola línea de esticositos relativamente cortos, cada uno subdividido por numerosos anillos transversales; cada esticosito provisto con un núcleo de tamaño pequeño, pero en algunos de ellos con dos núcleos y excepcionalmente tres núcleos pueden estar presentes. El esófago abarca el 50% de la longitud total del cuerpo.

Los machos miden de 1.59 a 2.10 mm presenta una sola espícula expandida en la parte anterior y con forma de embudo y redondeada en la parte posterior. En su parte media presenta estrías transversales. Sabana espicular con pequeñas espinas. La parte posterior del

cuerpo redondeada y con un par de papilas dorsolaterales ligeramente delineadas. Las hembras miden de 3.50 a 8.70 mm y presentan 35 esticocitos. Vulva sin labios elevados. Numerosos huevos arreglados en línea de 1 a 2. Dentro del útero el huevo es oval, de pared delgada, superficie lisa y esferas polares no salientes. Terminación posterior del cuerpo redonda, ano terminal.

### Lesiones y signos

Las especies de nemátodos que parasitan los tejidos hepáticos pueden originar hipertrofia, degeneración de grasa y zonas isquémicas, pudiendo haber destrucción de tejido en caso de que se presentará una infestación masiva.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2005; Caspeta-Mandujano *et al.*, 2009; Noga, 2000.

**Familia:** Cupullanidae

## *Dichelyne mexicanus*

Caspeta-Mandujano, Moravec y Salgado-Maldonado, 1999

### Descripción

Nemátodo pequeño de cutícula gruesa. Terminación redondeada. Boca formada por dos valvas laterales, cada una con una papila dorsolateral y ventrolateral, anfidios laterales; abertura de la boca dorsoventralmente elongada. Boca rodeada por una sabana cuticular angosta armada por una hilera de numerosos denticulos pequeños. Esófago expandido en ambas terminaciones; en la parte anterior terminal forma una capsula pseudobucal grande. Anillo nervioso circundando el esófago posterior a la cápsula pseudobucal. Los deiridios se localizan cerca del nivel del anillo nervioso. Poro excretor cerca de la terminación posterior del esófago. El intestino presenta dos ciegos anteriores. En ambos sexos la cauda es cónica, con terminación puntiaguda.

Los machos y hembras del mismo tamaño miden de 2.5 a 5.5 mm. En el macho se presentan 11 pares de papilas anales, 5 preanales subventrales; 2 adanales, uno ventral y otro lateral; y 4 posanales. Espícula izquierda larga con terminación puntiaguda, espícula derecha, pequeña, ancha, terminación bifurcada. Gubernaculum en forma de Y. En la hembra las estructuras relevantes se encuentran de la siguiente forma: la vulva es posecuatorial, labios vulvares ligeramente elevados. Vagina corta dirigida anteriormente de la vulva. Úteros opuestos con numerosos huevos maduros casi esféricos y de pared delgada. Anterior a la termina-

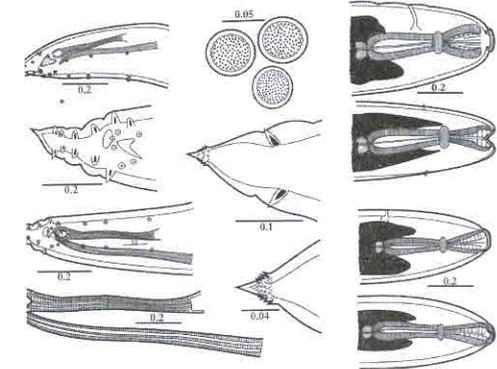


Fig. 33. Se aprecia la parte anterior, región media y parte posterior de hembra y macho de *Dichelyne mexicanus*, (Caspeta- Mandujano, 2009).

ción puntiaguda presenta una pequeña parte cubierta con numerosas espinas pequeñas; aproximadamente a la mitad de la cauda presenta un par de papilas laterales (fasmidios).

### Lesiones y signos

Por ser un nemátodo intestinal de peces los posibles daños podrían presentarse de la misma forma que los nemátodos adultos tratados anteriormente, esto es que las diminutas lesiones que ocasionan en la mucosa intestinal pueden ser vía de entrada para infecciones bacterianas y en caso de que se presentará en grandes cantidades ocasionaría debilidad crónica.

**Distribución en Morelos:** Contlalco y Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Ictalurus balsanus*

Ref.: Caspeta-Mandujano *et al.*, 2009; Noga, 2000.

**Familia:** Rhabdochoniidae

## *Rhabdochona kidderi*

Pears, 1936

### Descripción

Nemátodos de tamaño medio (macho 4.34-6.06 mm; hembra 8.27-9.18 mm) con cutícula lisa. Abertura bucal oval rodeada por cuatro papilas cefálicas de tamaño pequeño y dos anfidios laterales. Prostoma en forma de embudo, ancho sin dientes basales, margen anterior del prostoma internamente armado con 14 dientes. Vestíbulo relativamente largo, deiridios bifurcados de tamaño pequeño, situados cerca de la mitad del vestíbulo. Cauda cónica en ambos sexos, terminando en formación puntiaguda. Las papilas en el macho se presentan de la siguiente manera: Ocurrencia de las papilas subventrales preanales: 5+5, 5+6, 6+7, 7+7. Un par adicional de papilas preanales laterales entre el primero y segundo par de subventrales (contando a partir de la apertura anal). Seis pares de papilas posanales presentes: 5 pares subventrales y un par lateral a nivel del primer par subventral. Dos espículas: izquierda (1.34-1.69 mm) representa el 28-36% de la longitud total; terminación distal de la espícula bifurcada, sin membrana cuticular. Espícula derecha 0.066-0.079 de largo sin barba dorsal en la terminación posterior. Medida del radio de las espículas 1: 3.0-4.5. En la hembra la vulva posecuatorial está a 4.75-5.54

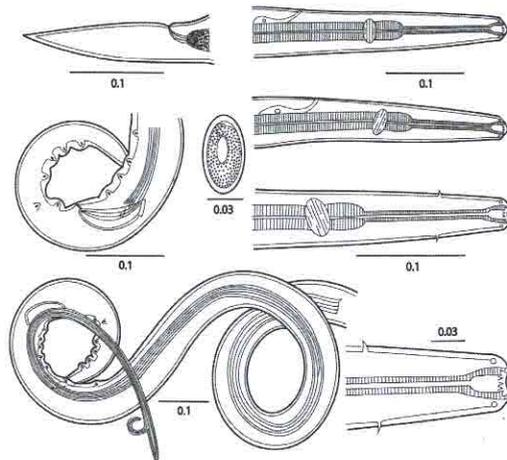


Fig. 34. Se muestra la parte anterior, región media y parte posterior de hembra y macho de *Rhabdochona kidderi*, (Caspeta- Mandujano, 2009).

mm de la parte terminal posterior del cuerpo. Vagina muscular dirigida posteriormente. La parte anterior de los úteros no alcanzan la parte posterior de la terminación del esófago. Los huevos maduros (larvados) miden 0.029 a 0.036 x 0.019 mm, presentan superficie lisa

### Lesiones y signos

Pueden provocar debilidad crónica si se presentan en grandes cantidades, además las lesiones causadas en el intestino son vía de entrada para infecciones bacterianas.

**Distribución en Morelos:** Río Amacuzac

**Hospedero:** *Ictalurus balsanus*

Ref.: Caspeta-Mandujano 2005; Caspeta-Mandujano *et. al.*, 2009; Noga 2000.

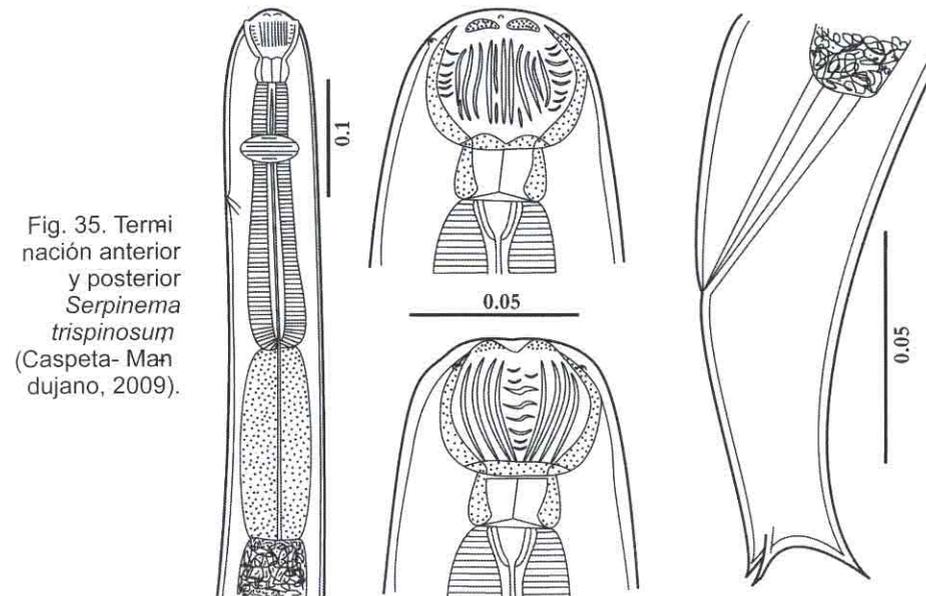


Fig. 35. Terminación anterior y posterior *Serpinema trispinosum* (Caspeta- Mandujano, 2009).

**Familia:** Camallanidae

## *Serpinema trispinosum*

Leidy, 1852

### Descripción

Nemátodo pequeño de 0.98 a 1.29 mm de longitud, color blanquecino. Ocho pequeñas papilas y un par de anfidios laterales en la región cefálica, capsula bucal de tipo *Paracamallanus*. Cada lado de la porción anterior de la cápsula lleva 15 líneas longitudinales que se extienden aproximadamente a lo largo de dos tercios de la porción de la cápsula y dos o tres líneas cortas. La porción posterior de la cápsula es simple y de pared gruesa. La cápsula bucal se abre al esófago a través de un embudo esofageal largo con paredes esclerosadas.

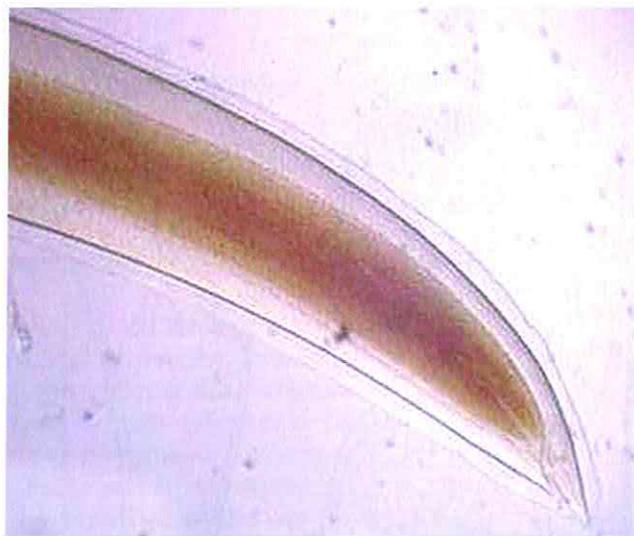
### Lesiones y signos

Puede ocasionar debilidad crónica si se presentan en grandes cantidades y las lesiones que ocasionan en la mucosa intestinal aparte de provocar ligeras hemorragias son vía de entrada para infecciones bacterianas.

**Distribución en Morelos:** Contlalco y Río Amacuzac.

**Hospedero:** *Poecilia sphenops*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2005; Caspeta-Mandujano *et. al.*, 2009.



**Familia:** Anisakidae

## *Contracaecum* sp.

### Descripción

Nemátodo con una longitud de 2.97 a 4.4 cm, con cutícula estriada transversalmente, el extremo de la cabeza es redondeada, posee dientes ventrales pequeños, labios poco desarrollados, ventrículos pequeños, genital y cola indistinta, además de tres pequeñas glándulas presentes en el recto.

### Lesiones y signos

Se enquista en vísceras y musculatura; su migración a través de tejidos puede producir daños. A pesar de estar presente en grandes cantidades, el efecto patógeno es mínimo, en infestaciones masivas causa adelgazamiento del pez y muerte por inanición.

**Distribución en Morelos:** Tlaltizapán: Temilpa nuevo.

### Hospedero

*Corydora aeneus*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2005; Caspeta-Mandujano *et. al.*, 2009; Hoffman, 1999; Vidal-Martínez, 2001.

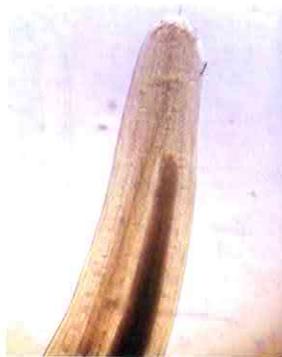


Fig. 36. Parte posterior (fig. izq.) y parte anterior (fig. der.) de *Contracaecum* sp. Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.

Fig. 37. Parte posterior de *Eustrongylides* sp. Laboratorio de Diagnóstico en Sanidad Acuicola, CESAEM.



**Familia:** Dioctophymatidae

## *Eustrongylides* sp.

### Descripción

Nemátodo de tamaño grande, alargado, de color rojizo. La parte anterior es redonda, boca rodeada por 12 papilas cefálicas distribuidas en dos círculos de 6 papilas cada uno, cavidad oral poco desarrollada, esófago muscular cilíndrico, el anillo nervioso rodea al esófago cerca de la terminación anterior, poro excretor indistinguible y el poro anal es terminal.

Este parásito utiliza al pez como hospedero intermediario para después alcanzar su madurez en un ave

### Lesiones y signos

Es común que las larvas de nemátodo utilicen como hospederos intermediarios tanto a peces silvestres como ornamentales, por lo que raramente ocasionan problemas graves incluso si se llegarán a encontrar en grandes cantidades. Cabe destacar que durante la migración, esta larva podría ocasionar daños en el tejido.

**Distribución en Morelos:** Ríos Amacuzac y Cuautla.

**Hospedero:** *Xiphophorus maculatus*, *Poecilia reticulata*, *Poecilia sphenops*, *Poeciloopsis gracilis* (Heckel 1848), *Heterandria bimaculata*

Ref.: Caspeta-Mandujano, 2009; Vidal-Martínez, 2001.



**Familia:** Argullidae

## *Argulus sp.*

Müller, 1785.

### Descripción

Crustáceo con una longitud de hasta 1cm, conocido como piojo de agua, es aplanado dorsoventralmente, la cabeza está protegida por un caparazón, tiene un par de ojos compuestos con dos pares de antenas, un par de ventosas y dos pares de maxilopodos ensanchados, son móviles y se encuentran principalmente en las aletas del pez. Pueden sobrevivir sin el hospedero durante varios meses; el apareamiento tiene lugar en el hospedero y la hembra se separa de él para depositar los huevos entre la vegetación, los cuales eclosionan al cabo de tres semanas y los nauplios buscan a su nuevo hospedero para continuar con el ciclo.

### Lesiones y signos

En infestaciones masivas produce en el pez nado errático, pérdida de la vertical y peso, en el caso de alevines puede provocar la muerte. Al alimentarse perforan la piel produciendo úlceras hemorrágicas que son propensas a infectarse por hongos o bacterias oportunistas. Los ganchos de fijación también producen lesiones mecánicas.

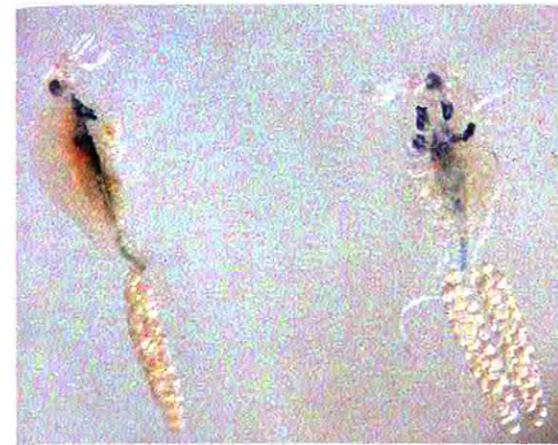
### Distribución en Morelos

Ayala: Palo Blanco; Jiutepec: Atlacomulco; Jojutla: Tlaltenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Tlaltizapán: San Rafael; Zacatepec: Galeana.

### Hospedero

*Carassius auratus*, *Xiphophorus helleri*

Ref.: Hoffman, 1999; Noga, 2000.



**Familia:** Ergasilidae

## *Ergasilus sp.*

Normann, 1832.

### Descripción

Crustáceo que llega a medir de 1 a 3 mm de largo. Tiene fusionada la cabeza y el primer segmento torácico con el cefalotórax, la cabeza tiene dos pares de antenas, el primer par es sensorial y tiene seis segmentos con numerosas setas; el segundopar de antenas es fuerte y le sirve para adherirse a las branquias de los peces.

### Lesiones y signos

El sistema de anclaje produce daños graves en las branquias y piel produciendo una hiper-trofia que interfiere en la función branquial. Se puede observar pérdida de peso y retardo en el crecimiento

### Distribución en Morelos

Ayala: El Vergel; Zacatepec: Chiverias, Galeana.

### Hospedero

*Carassius auratus*, *Xiphophorus helleri*

Ref.: Hoffman, 1999; Noga, 2000.

Fig. 39. Se observa un par de sacos de huevos y dos pares de antenas, (CESAEM, 2010).



Fig. 40. Se aprecia los sacos de huevos (parte posterior) y la cabeza en forma de ancla, (CESAEM, 2010).

**Familia:** Lernaecidae

## *Lernaea cyprinacea*

Linnaeus, 1761.

### Descripción

Crustáceo que presenta una longitud de 22 mm, cuya cabeza tiene forma de ancla que penetra en la piel del pez para establecer una fijación extremadamente fuerte. Su cuerpo es alargado, el cual se expande en la parte anterior formando un par de anclas cefálicas. Las hembras adultas poseen sacos posteriores que contienen huevos. Existen tres fases de nauplio seguida por cinco de copepodios; la fijación del parásito al hospedero sucede en la fase tres, después que se produce la fertilización el macho muere, mientras que la hembra sufre una metamorfosis y se ancla al pez ya fecundada, lista para liberar mas huevos.

### Lesiones y signos

Al alimentarse de tejido llega a provocar inflamación, hemorragias y desbalances osmóticos cerca del lugar de alimentación. En peces pequeños las lesiones pueden profundizar y producir la muerte si los órganos vitales resultan afectados.

### Distribución en Morelos

Ayala: Chinameca; Coatlán del Río: San Andrés; Jiutepec: Los Pinos; Jojutla: Tlatenchi; Tepalcingo: Zacapalco; Xochitepec: Chinconcuac; Zacatepec.

### Hospedero

*Poecilia reticulata*, *Xiphophorus maculatus*, *Poecilia sphenops*, *Carassius auratus*

Ref.: Brown, 2000; Hoffman, 1999; Noga 2000; Southgate, 2000.

## PRINCIPALES PRODUCTOS QUÍMICOS PARA EL CONTROL DE ENFERMEDADES EN PECES DE ORNATO DE MORELOS



Hoy en día, como resultado de un incremento constante en la actividad acuícola de Morelos y principalmente de la acuicultura ornamental, los sistemas de producción han ido evolucionando a sistemas intensivos, es decir, a sistemas que buscan producir más en menor espacio, sin tomar en cuenta que estos procesos y las altas concentraciones de biomasa favorecen al mismo tiempo el brote de enfermedades de todo tipo que a la postre, perjudican la rentabilidad del cultivo. Esta problemática, aunada a la escasez de productos en el mercado que puedan ser usados como agentes parasiticidas, antimicrobianos o plaguicidas y que al mismo tiempo sean “amigables” con el medio ambiente, han orillado al productor a valerse de la industria agroquímica para tratar de solucionar los diversos problemas en materia de enfermedades que a diario se presentan en sus unidades de producción, sin considerar el peligro que el uso de estos compuestos implican para la salud humana, el medio ambiente y los propios organismos objetivo de su aplicación, los peces.

Por esta razón, lo que pretendemos aportar en la sección de tratamientos de ésta publicación, es dar a conocer de manera muy general, los principios básicos de acción de cada uno de los compuestos que hemos detectado en nuestro trabajo diario con los productores de peces de ornato de Morelos, esto con el fin de evitar el uso indiscriminado de químicos que en vez de curar las enfermedades, provoquen un efecto contrario en sus peces. Es importante señalar, que por ningún motivo estamos fomentando la utilización de los mismos, por el contrario, estamos apelando a la madurez de cada uno de los productores para que de manera responsable se usen estos compuestos y se apliquen siempre con la asesoría de profesionales en la materia.

Hay que señalar que siempre será más económico prevenir a través de medidas de bioseguridad y de un buen manejo del cultivo, que desembolsar grandes cantidades de dinero en “soluciones” químicas que a la larga hacen que la rentabilidad del cultivo se vea comprometida, dañando el ecosistema y creando resistencia a los tratamientos. Por esta razón, reiteramos a nuestros amigos productores a NO usar ni abusar del uso de compuestos químicos sin la asistencia técnica de profesionales en la materia, si no a mejorar nuestros sistemas de producción a través de acciones preventivas que a la larga, les darán mejores dividendos.

## » LISTA DE INGREDIENTES ACTIVOS

### PIRETROIDES

- CIPERMETRINA

### ORGANOFOSFORADOS

- METRIFONATO
- METIL PARATION
- TEMEFOS

### ANTIBIOTICOS

- OXITETRACICLINA
- PENICILINA
- KANAMICINA
- GENTAMICINA
- NEOMICINA
- ESTREPTOMICINA
- CLORANFENICOL
- RIFAMPINICINA
- SULFAMETOXAZOL + TRIMETROPRIM
- ÁCIDO NALIDÍXICO

### DESPARASITANTES

- METRONIDAZOL
- PRAZICUANTEL



- LEVAMIZOL
  - MEBENDAZOL
- ### OTROS COMPUESTOS
- SAL
  - FORMOL
  - PERMANGAMATO DE POTASIO
  - YODO
  - SULFATO DE COBRE.
  - VERDE DE MALAQUITA.
  - ACRIFLAVINA.
  - AZUL DE METILENO

## PIRETROIDES



### CIPERMETRINA

#### Actividad biológica:

Contra *Lernea* sp., *Argulus* sp. y otros invertebrados acuáticos.

#### Dosis:

Continuo: 1 a 5 µg /L, una aplicación cada 7 o 15 días hasta eliminar parásitos.

**Baños de inmersión:** 10 µg /L durante 1 a 10 min.

#### Consideraciones generales de la cipermetrina:

- El tiempo de vida media en el agua es de aproximadamente 15 días.
- No muestra actividad frente a moluscos, larvas de moscos y platelmintos.
- Su concentración disminuye rápidamente debido a la adsorción a sedimentos, sólidos suspendidos y plantas.
- Actúa por contacto o ingestión.
- Incompatible con agentes oxidantes y compuestos alcalinos.
- Previo a la aplicación diluir el medicamento en agua y aplicar directamente al estanque problema, de preferencia con suministro de agua durante el tratamiento.
- Antes de la preparación utilizar guantes y mascarilla.
- No aplicar sin diluir, ni en horas de intenso calor.
- Mecanismo de acción frente a los parásitos mencionados: es neurotóxico, inactiva los canales de sodio, inhibe la calmodulina y se une a los



receptores GABA.

- El uso indiscriminado de la cipermetrina puede generar resistencia por medio del incremento de la actividad de las esterasas y la glutatión transferasa.
- Los piretroides deben aplicarse sólo cuando sean necesarios y no rutinariamente y a dosis adecuadas.
- Efecto sinérgico con el butóxido de piperonilo, éstos potencian la acción de la cipermetrina al inhibir las enzimas hidrolíticas responsables de la detoxificación de la cipermetrina.



# ORGANOFOSFORADOS

## TRICLORFÓN (METRIFONATO)

### Actividad biológica:

Contra *Argulus* sp., *Lernea* sp., algunos trematodos y otros invertebrados acuáticos.

### Dosis

Continuo: 0.25 a 0.75 mg /L; 500 a 2000 gr por cada 1600 m<sup>2</sup> de espejo de agua.

Realizar una aplicación cada 5 días, durante 20 días de tratamiento.

### Consideraciones:

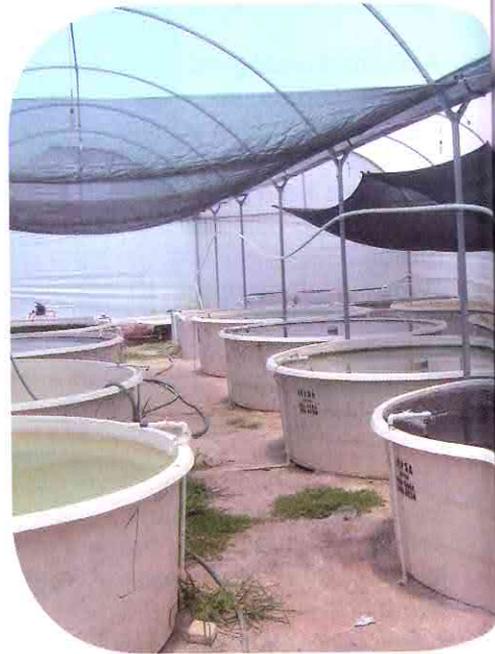
- Se transforma a diclorvos a pH altos.
- La eficiencia del metrifonato aumenta en aguas con pH mayores a 6.0 y con altas temperaturas.
- A pH menor a 6.0 el metrifonato es más estable, prácticamente sin actividad inhibitora de la acetilcolinesterasa.
- El efecto activo del metrifonato se debe a la inhibición de la acetilcolinesterasa por el producto transformado (diclorvos), lo que lleva a la acumulación del acetilcolina endógena.
- Se absorbe por vía oral y cutánea.
- Guppys, peces gato y ciertos ciclidos han mostrado sensibilidad a la dosis recomendada, se sugiere buscar otra opción para combatir los parásitos mencionados o iniciar el tratamiento a partir de dosis inferiores a la dosis mínima.

## METIL PARATION

### Actividad biológica:

Actúa contra *Argulus* sp. y *Lernaea* sp.

### Dosis



Baños de inmersión: aplicar de 0.25 a 1 mg/L de agua, durante 1 a 5 min., con una aplicación semanal hasta la eliminación del parásito.

### Consideraciones.

- Es fotolábil y termolábil.
- Su degradación aumenta con la temperatura y la alcalinidad.
- Hepatotóxico.
- Se acumula en el agua y sedimentos.
- Puede tener efectos adversos en la reproducción posiblemente por la acumulación de éste compuesto en estructuras reproductivas y progenie.

# ORGANOFOSFORADOS



## TEMEFOS

### Actividad biológica:

Larvicida e insecticida.

### Dosis

Continuo: contra larvas de libélula aplicar de 0.005 a 0.06 mg /L de agua. Una dosis cada 7 a 15 días hasta eliminación de larvas.

### Consideraciones:

- Incompatible con materiales alcalinos y oxidantes.

### Consideraciones generales del grupo de los Organofosforados:

- Utilice el siguiente equipo de protección durante la preparación; mascarilla, anteojos y guantes. Diluir el medicamento en agua (para el caso de temefos colocar los gránulos dentro de una malla) y aplicar directamente al estanque problema.
- No aplicar polvo sin diluir (metil paration y metrifonato), las partículas pueden ser aspiradas ocasionando



daños en el sistema nervioso de la persona que lo aplica.

- No aplicar en horas de intenso calor.
- Mecanismo de acción frente a los patógenos mencionados: actúa como inhibidor de la colinesterasa, causando efectos sobre el sistema nervioso.
- El uso indiscriminado de los organofosforados podría generar resistencia por medio de la hidrólisis de enzimas esterases, ya que tienen estructura química de ésteres.





## ANTIBIOTICOS

### OXITETRACICLINA

#### Actividad biológica:

Antibiótico de amplio espectro.

#### Dosis

Directo al agua: 13 a 120 mg /L.

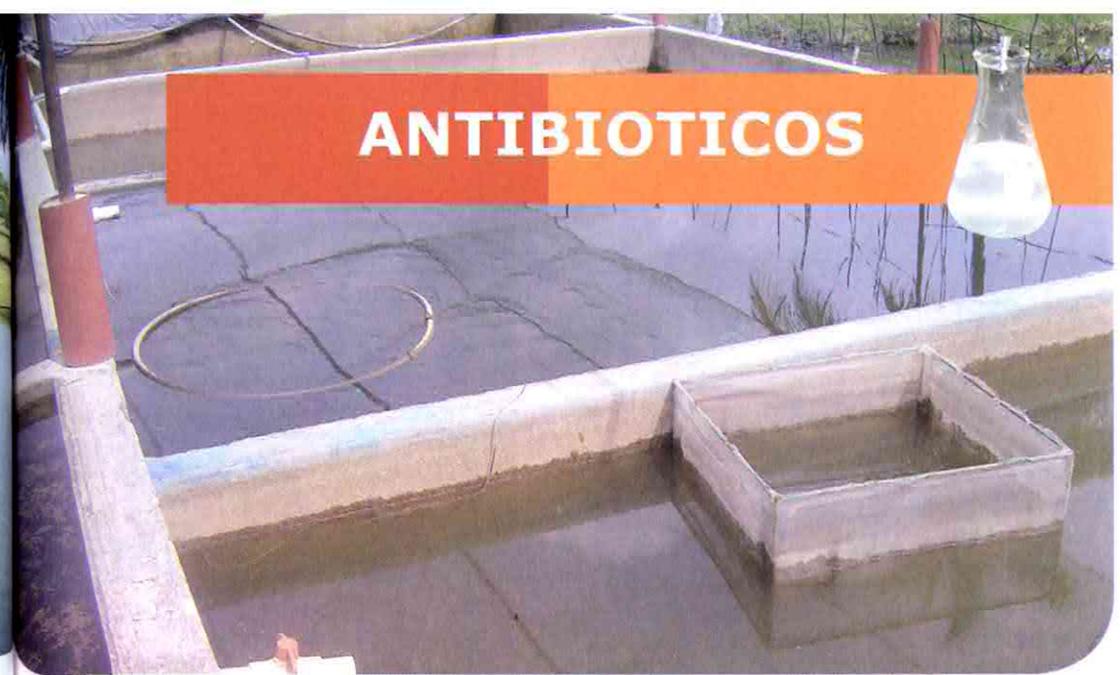
En alimento: 1 g/kg de alimento.

Inyectado: 10 a 20 mg/kg de pez.

Aplicación diaria de 5 a 10 días de tratamiento.

#### Consideraciones generales de la oxitetraciclina:

- Efecto sinérgico con estreptomina, gentamicina, neomicina, eritromicina y cloranfenicol.
- Antagónico con penicilinas.
- La oxitetraciclina se quela en aguas duras reduciendo su biodisponibilidad.
- Mecanismo de acción: bloquea la continuación de la traducción (síntesis de proteínas), por medio de la inhibición de la unión



## ANTIBIOTICOS

### PENICILINA

#### Actividad biológica:

Contra bacterias Gram positivas.

#### Dosis

Directo al agua: 20 a 50 mg/L.

Inyectado: 10 mg/Kg de pez.

Aplicación diaria de 5 a 10 días de tratamiento.

#### Consideraciones generales de la penicilina.

- Grupo de antibióticos de origen natural o semisintéticos.
- Efecto sinérgico con aminoglucósidos.
- Efecto antagónico con la eritromicina, cloranfenicol, rifamicinas y tetraciclinas.
- Se caracterizan por presentar en su estructura un anillo betalactámico.

co, este anillo presenta afinidad por las enzimas que participan en la síntesis de la pared celular bacteriana.

- Mecanismo de acción: las penicilinas inhiben la síntesis de la pared celular por medio de la inhibición de la síntesis del peptidoglicano de la pared bacteriana. Esta inhibición se da como resultado de la unión del anillo betalactámico a las enzimas transpeptidasas (enzima que realiza la transpeptidación de los puentes peptídicos que unen a las cadenas de n-acetilglucosamina y ácido N-acetilmurámico del peptidoglicano) localizadas en la membrana celular.
- Al igual que los demás antibióticos se puede generar resistencia por el uso indiscriminado del mismo mediante la modificación química de la estructura por medio de la acción de enzimas que hidrolizan el anillo  $\beta$ -lactámico de los antibióticos, dando lugar a su inactivación.



# ANTIBIOTICOS

## AMINOGLUCÓSIDOS

### Actividad biológica:

Principalmente activos contra bacterias gram negativas.

## ESTREPTOMICINA

### Dosis

Directo al agua: hasta 130 mg /L.  
Inyectado: 20 a 30 mg/ kg de pez.  
Aplicar diaria durante 4 días de tratamiento.

## GENTAMICINA

### Dosis

Directo al agua: 4 a 5 mg /L  
Inyectado: 3mg/kg de pez.  
Directo al agua diariamente por 5 días de tratamiento y cada 2 días de forma inyectada.

## NEOMICINA

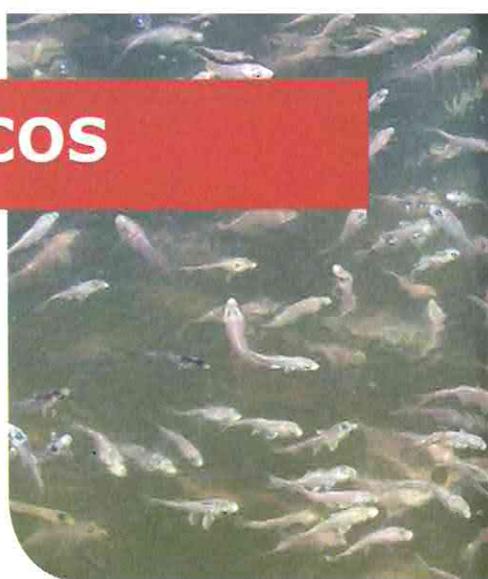
### Dosis

Directo al agua: 50 mg /L.  
Aplicación diaria de 5 a 10 días de tratamiento.

## KANAMICINA

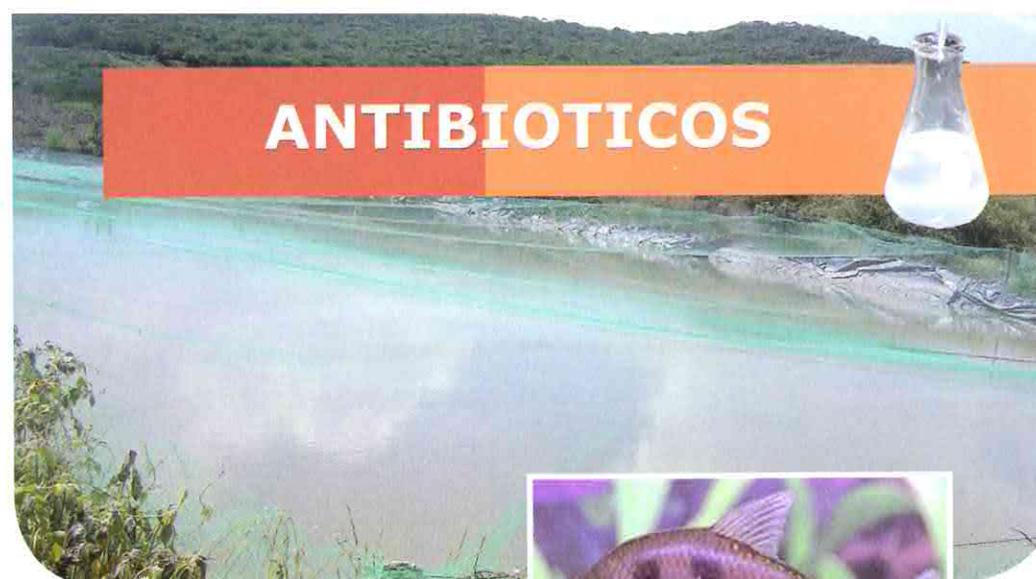
### Dosis

Directo al agua: 50 a 100 mg /L.  
En alimento: 1 g/kg.  
Inyectado: 10 a 25 mg/kg de pez.  
Aplicación diaria de 5 a 10 días de tratamiento.



### Consideraciones generales del grupo Aminogluósidos

- Efecto antagónico con el cloranfenicol y tetraciclinas.
- Efecto sinérgico con las penicilinas y rifampicina.
- Mecanismo de acción: son antibióticos que actúan en la subunidad 30S del ribosoma bacteriano, interfiriendo en el apareamiento normal entre el aminoacil tRNA y los codones del mensajero, inhibiendo con ello la síntesis de proteínas.
- La resistencia bacteriana a los aminogluósidos ocurre mediante los siguientes mecanismos: alteraciones del sitio blanco de acción (alteraciones en las subunidades 30S y 50S del ribosoma bacteriano que impide que el antibiótico lo reconozca y ejerza su acción), resistencia de permeabilidad y la hidrólisis enzimática codificada por plásmidos y cromosoma bacteriano.



# ANTIBIOTICOS

## CLORANFENICOL

### Actividad biológica:

De amplio espectro.

### Dosis

Directo al agua: 20 a 50 mg /L.  
En alimento: 50 a 75 mg/kg.  
Inyectado: 12 a 40 mg/Kg de pez.  
Aplicación diaria durante 5 a 10 días de tratamiento.

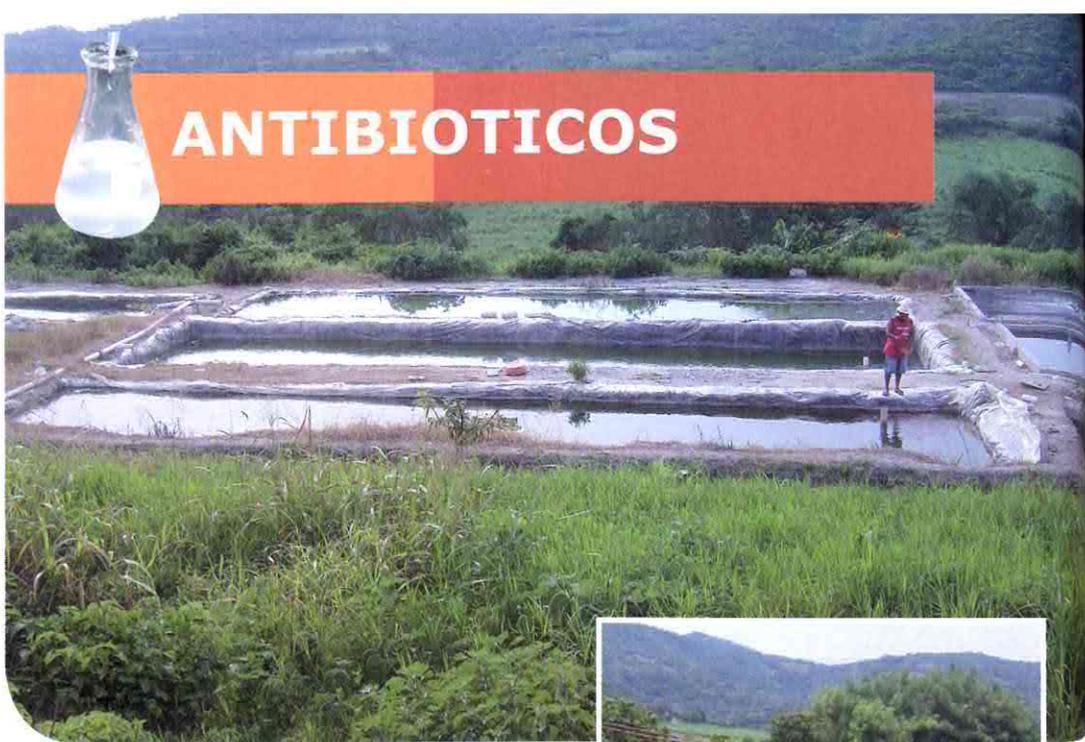
### Consideraciones generales del Cloranfenicol

- Efecto antagónico con la kanamicina, estreptomina, gentamicina, eritromicina y penicilinas.
- Sinérgico con la oxitetraciclina.
- Mecanismo de acción: inhibe la síntesis de proteínas bloqueando la actividad de la enzima peptidil transferasa (enzima que participa en los enlaces peptídicos) al unirse a la subunidad 50S del ribosoma evitando la formación de los enla-



ces peptídicos.

- Estable en soluciones neutras y ácidas, pero al llegar a pH 10.0 el fármaco puede inactivarse.
- Las enzimas cloranfenicol acetiltransferasas (codificadas por el gen cat del cromosoma bacteriano y plásmidos) participan en la resistencia tanto en bacterias gram negativas y gram positivas, mediada por la desactivación del fármaco enlazando uno o dos grupos acetilo derivados del acetyl-S-coenzima A, a los grupos hidroxilo del cloranfenicol. Esta acetilación impide la unión del cloranfenicol al ribosoma bacteriano. Además de la alteración del sitio blanco de acción (alteraciones en las subunidades 30S y 50S del ribosoma bacteriano) que impide que el antibiótico lo reconozca y por lo tanto no es capaz de ejercer su efecto.



# ANTIBIOTICOS

## RIFAMICINA

## RIFAMPICINA

### Actividad biológica.

De amplio espectro.

### Dosis

Directo al agua: 10 a 50 mg/L.

Aplicación diaria durante 5 a 10 días de tratamiento.

### Consideraciones generales de la rifampicina

- Es un derivado semisintético de la rifamicina.
- Efecto sinérgico con aminoglucósidos.
- Mecanismo de acción: Inhiben la iniciación de la transcripción. La inhibición es debi-



do a la unión del antibiótico con la subunidad beta del RNA polimerasa. Las bacterias solo utilizan una RNA polimerasa para transcribir todos sus genes.

- La resistencia de las bacterias al antibiótico es debido a mutaciones en los genes que codifican para la RNA polimerasa.

## SULFONAMIDAS POTENCIADAS

## SULFAMETOXAZOL-TRIMETROPRIMA

### Actividad biológica:

De amplio espectro.

### Dosis

Directo al agua: 400 mg de sulfametoxazol y 80 mg trimetoprima en 100 litros de agua.

Aplicar diariamente durante 5 a 10 días de tratamiento.

### Consideraciones generales de las Sulfonamidas potenciadas

- El sulfametoxazol perteneciente al grupo de las sulfonamidas.
- El trimetoprima pertenece al grupo diaminopirimidina.
- El espectro antibacteriano de esta combinación es mucho más amplio que el de cualquiera de los dos fármacos por separado.
- Mecanismo de acción de esta combinación radica en sus acciones sobre dos pasos de la vía enzimática para la síntesis del ácido tetrahidrofólico.

El sulfametoxazol inhibe la incorporación del ácido p-aminobenzoico (PABA) al glutamato y 6-metilpterina para la formación del ácido pteroilglutámico (ácido fólico). La selectividad bacteriana se debe a que no son capaces de obtener del medio el tetrahidrofolato, por lo que



# ANTIBIOTICOS

dependen de su propia síntesis para conseguirlo. En células animales el PABA no es necesario para el crecimiento (dado que las células animales no llevan a cabo la ruta de síntesis sino que captan el folato de los alimentos), por lo que el fármaco no causa efectos nocivos a las células.

La resistencia al sulfametoxazol es causada por mutaciones en las enzimas que sintetizan el ácido fólico.

En tanto que la trimetoprima es un potente inhibidor selectivo de la dihidrofolato reductasa bacteriana, evitando con ello la reducción del dihidrofolato a su forma funcional de tetrahidrofolato. La función coenzimática del tetrahidrofolato consiste en la movilización y utilización de grupos funcionales de un carbono, así pues, esta implicada en el metabolismo de la serina, glicina, metionina y la histidina, entre los aminoácidos y en la biosíntesis de los nucleótidos de purina y del grupo metilo de la timina, por consiguiente impide la división del microorganismo.

La toxicidad selectividad específica es debido a la alta afinidad por la enzima dihidrofolato reductasa bacteriana.



# ANTIBIOTICOS

## QUINOLONAS

### ÁCIDO NALIDÍXICO

#### Actividad biológica:

De amplio espectro.

#### Dosis

Directo al agua: 50 a 100 mg/L

Inyectado: 20 mg/kg de pez

Aplicación diaria durante una semana de tratamiento.

#### Consideraciones generales del ácido nalidixico

• Mecanismo de acción: inhiben la replicación del DNA. Inhibe la actividad enzimática uniéndose a la subunidad A de la topoisomerasa II, también denominada DNA girasa, enzima que participa en el alargamiento replicativo del DNA, tanto para aliviar la tensión por encima de la horquilla como para introducir superenrollamientos negativos

en el DNA que se ha sintetizado de nuevo.

• La resistencia de la bacterias al ácido nalidixico se presenta cuando existen mutaciones en los genes que codifican para la subunidad A de la enzima DNA girasa.



# DESPARASITANTES



## METRONIDAZOL

#### Actividad biológica:

Contra algunos protozoarios.

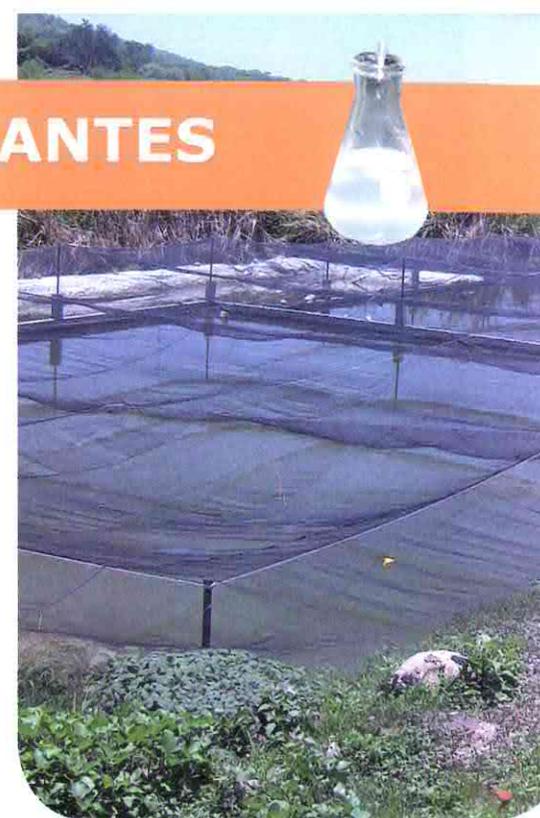
#### Dosis

Directo al agua: 5 a 8 mg /L.

Aplicación diaria durante 5 a 6 días de tratamiento

#### Consideraciones generales del Metronidazol

- Mecanismo de acción: se introduce entre las cadenas de ADN inhibiendo la síntesis de ácidos nucleicos.
- El metronidazol es efectivo tanto frente a células en fase de división como en las células en reposo.



# DESPARASITANTES

# DESPARASITANTES



## ISOQUINOLINAS

### PRAZICUANTEL

#### Actividad biológica:

Activo contra trematodos, pero exhibe elevada eficacia contra cestodos (fase adulta).

#### Dosis

En alimento: 5 a 100 mg/kg.

Directo al agua: 1.5 a 10 mg/L

Aplicación durante un periodo de tres días de tratamiento.

#### Consideraciones generales

- Carece de efecto frente a los nematodos.
- Efecto sinérgico con ivermectina, febantel,

pirantel.

- Mecanismo de acción: inhibe la enzima colinesterasa, ejerce un efecto bloqueador neuromuscular, penetra en el parásito provocando rápidamente parálisis espástica favoreciendo que se suelten de sus ganchos, inhibe además la captación de glucosa, forzándolo a consumir sus propias reservas, después de unos minutos de contacto el tegumento de este se degenera, la acción del Prazicuantel también se ejerce sobre los huevecillos y las larvas enquistadas de los vermes.

## IMIDAZOTIAZOLES

### LEVAMISOL

#### Actividad biológica:

Antihelmínticos, especialmente contra nematodos en su forma larvaria y adulta.

#### Dosis

Directo al agua: 1 a 30 mg/L cada 24 horas por 2 días de tratamiento.

Realizar recambio de agua al final del tratamiento.

#### Consideraciones generales de Levamisol

- El clorhidrato de levamisol se solubiliza mejor en agua.
- Posee actividad contra parásitos resistentes a bencimidazoles.

- No presenta actividad contra cestodos.
- Mecanismo de acción: actúa rápido y selectivamente como agonista colinérgico sobre receptores nicotínicos de las membranas de las células musculares de los nematodos. La unión causa que se abran los canales iónicos, aumentando la conductancia al sodio y despolarizando la membrana de las células musculares, resultando en contracción muscular y parálisis espástica.
- La resistencia al levamisol, se produce por cambios en las propiedades de la población de receptores nicotínicos a través de una alteración en la unión de estos fármacos con sus receptores en las células musculares del nematodo.
- No aplicar junto con inhibidores de la colinesterasa y cloranfenicol, podría incrementar el efecto tóxico hacia el pez.





# DESPARASITANTES

## BENCIMIDAZOLES

### MEBENDAZOL

#### Actividad biológica:

Antihelmínticos, activo contra huevos, larvas y adultos de nemátodos y céstodos.

#### Dosis

Directo al agua: 1 a 5 mg /L. cambio de agua al termino de la aplicación.

En alimento: 25 a 50 mg/kg de alimento.

Aplicación diaria, total tres aplicaciones.

#### Consideraciones generales del Mebendazol

- Efectivo frente a diferentes fases del parásito.
- Sinergia con triclorfon, levamisol y praziquantel.
- Considerar la administración en el agua, ya que son escasamente solubles.
- Es el tratamiento más usado para enfermedades endoparasitarias, de amplio espectro y con elevado margen de seguridad. Es ligeramente tóxico.
- Mecanismo de acción: Actúa ligándose selectivamente a la subunidad β de la proteína tubulina de nematodos y cestodos, modificando el patrón de polimerización para la formación de los microtúbulos (estructuras intracelulares que poseen una amplia variedad de funciones, entre ellas movimiento de cromosomas durante la división celular, soporte estructural, motilidad, movimiento de partículas, absorción de nutrientes, exocitosis y comunicación célula-célula), esto origina una pérdida de la homeostasis celular, que si persiste en



el tiempo es letal para el parásito. Los nematodos junto con otros helmintos, hongos y algunos protozoos tienen normalmente estos receptores de alta afinidad por mebendazol, localizados en el grupo N-terminal de la β tubulina. Otro mecanismo de acción es la inhibición de fumaratoreductasa, lo que interfiere con la absorción y utilización de alimentos por parte del parásito.

- La resistencia a mebendazol está determinada por las alteraciones en las isoformas de β tubulina, debido a mutaciones en genes que codifican para β tubulina, lo cual causa la pérdida del receptor de alta afinidad por mebendazol.

# OTROS COMPUESTOS



## CLORURO DE SODIO (SAL).

**Actividad biológica:** Contra algunos ectoparásitos (monogéneos).

#### Dosis

0.1 %, 1 g/L	Tónico. aplicación continua.
0.25-0.3 %, 2.5-3 g/L	Ectoparásitos, aplicación continua.
0.5-2.5 %, 5-25 g/L	Ectoparásitos, baño de inmersión de 5 a 30 min.
3.5 %, 35 g/L	Ectoparásitos, baño de inmersión de 1-5 min.

#### Consideraciones generales del Cloruro de Sodio

- Usar preferentemente sal de grano y no sal yodatada.
- El mecanismo de acción: los peces secretan mucus, el cual las protege impidiendo que los parásitos invadan la piel del animal, al emplear sal al medio, se desprende la mucosa al medio acuoso, eliminando con ello los parásitos atrapados en ella. Después de dar baños de inmersión colocar los peces en agua nueva, con el fin de dejar la mucosa en el agua usada. Los microorganismos son eliminados por choque osmótico, como resultado del aumento de la concentración de sal del medio que rodea las células de los microorganismos patógenos, estos a su vez responden eliminando agua de su interior para tratar mantener el equilibrio isotónico, terminado el microorganismo muerto por deshidratación.
- No aplicar baños en alevines o cuando los peces presentan daños en branquias y en piel.
- Algunos peces como tetras, barbos y pez gato no toleran altas concentraciones de sal.



# OTROS COMPUESTOS



## AGENTES ALQUILANTES

### FORMALDEHIDO (FORMOL AL 37 a 40 %)

#### Actividad biológica:

Contra ectoparásitos.

#### Dosis

Continuo: 15 a 25 ml por cada 1000 L de agua (15 a 25 ppm).

Una aplicación cada tercer día durante una semana de tratamiento.

Baños de inmersión: 0.5 a 2.5 ml por cada 10 L de agua (50 a 250 ppm).

Durante 30 min a 1 hora de tratamiento, hasta mejoría.

De preferencia adicionar agua al estanque para oxigenar.

#### Consideraciones generales del Formaldehido

- Recomendado especialmente para bacterias y parásitos en piel y branquias.
- El formol después de un tiempo de almacenado en bodega se precipita como paraformaldehido (color blanco), el cual puede ser tóxico para los peces.

- Mecanismo de acción: son modificadores de grupos funcionales. El formaldehido actúa sobre las proteínas por desnaturalización, sobre los ácidos nucleídos y proteínas por alquilación.

- El formaldehido es un compuesto corrosivo e irritante.

- El formol es agresivo, una gota en el ojo es muy doloroso y si no se trata de inmediato puede causar daño irreversible.

- Los vapores son muy agresivos para los ojos y en los pulmones causan broncoespasmo.

- Almacenar en recipientes bien cerrados, protegido de la luz y alejado de fuentes de ignición y calor.

- Es un producto reconocido como cancerígeno, por lo que debe reducirse al máximo su exposición.



# OTROS COMPUESTOS



## AGENTES OXIDANTES

### YODO

#### Actividad biológica:

Contra ectoparásitos.

#### Dosis

Baños de inmersión: 50 a 200 mg/L

Utilizado para la desinfección de huevos durante 20 min.

#### Consideraciones del yodo

- El yodo es el halógeno más utilizado como antiséptico y desinfectante.

- Los halógenos son agentes fuertemente oxidantes y altamente destructivos.

- Mecanismo de acción: Precipitan las proteínas, ácidos nucleídos y alteran las membranas celulares al unirse a los enlaces C=C de los ácidos grasos, inactiva las proteínas por oxidación de los grupos -SH a S-S. Actúan disminuyendo los requerimientos de oxígeno de los microorganismos aerobios, interfiriendo la cadena respiratoria por bloqueo del transporte de electrones a través de reacciones electrolíticas con enzimas.

- Los iodóforos son mezclas de yodo con agentes tensoactivos o detergentes, formando un complejo que libera lentamente el yodo, los cuales son más seguros y con una mayor disponibilidad del producto.

### PERMANGANATO DE POTASIO

#### Actividad biológica:

Contra ectoparásitos.

#### Dosis

Continuo: 1 a 6 mg/L.

En baño de inmersión: 10 a 50 mg/L durante 10 a 20 min según la sensibilidad (nado errático, pérdida de reflejos, de equilibrio y palidez de la piel).

#### Consideraciones generales del permanganato de potasio.

- Es un oxidante fuerte, también llamado sal de potasio del ácido permangánico.

- Sólido a temperatura ambiente, soluble en agua formando intensidades rosas hasta púrpura oscuro dependiendo de la concentración.

- El permanganato aplicado en el agua pierde su efecto cuando torna a un color amarillento.

- Su mecanismo de acción frente a los patógenos mencionados consiste en la inactivación de proteínas enzimáticas actuando sobre los grupos -SH. Su efecto generalmente es breve, porque el oxígeno nascente se combina rápidamente con la materia orgánica, volviéndose inactivo.

**El permanganato de potasio es altamente tóxico en peces, en aguas con salinidades altas y en aguas duras.**



## OTROS COMPUESTOS

### DERIVADOS DE METALES PESADOS

#### SULFATO DE COBRE

**Actividad biológica:**

Contra hongos, protozoarios y moluscos.

**Dosis**

Continuo: 0.33 a 2 mg /L de agua.

Aplicación diaria.

**Consideraciones generales del Sulfato de Cobre**

- También llamado sulfato cúprico, es un compuesto químico soluble en agua. Su forma anhidrica ( $\text{CuSO}_4$ ) es un polvo verde o grisblanco pálido, mientras que la forma hidratada ( $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ ) es azul brillante.
- Diluir el medicamento en agua y aplicar directamente al estanque.
- No aplicar en las primeras horas de la mañana y en horas de intenso calor.
- Monitorear la concentración de oxígeno

disuelto después de la aplicación.

- Mecanismo de acción: su toxicidad es atribuida principalmente al ión  $\text{Cu}$  (II) por ser un agente modificador de grupos funcionales. La toxicidad del cobre se debe principalmente a la alteración de sitios activos de enzimas y a la oxidación de componentes de membranas en procesos relacionados con su capacidad para generar radicales libres hidroxilo mediante una reacción, estos radicales pueden inducir la peroxidación de lípidos, causando interrupción en las membranas, oxidación de proteínas y otros daños celulares. El cobre también puede unirse y modificar grupos funcionales en proteínas, ácidos nucleídos, polisacáridos y lípidos, alterando la estructura y función de estas macromoléculas.



## OTROS COMPUESTOS



### COLORANTES

#### ACRIFLAVINA

**Actividad biológica:**

Contra bacterias, protozoarios y hongos.

**Dosis**

Continuo: 3 a 10 mg /L.

Aplicación durante 3 días de tratamiento.

**Consideraciones generales de la Acriflavina.**

- Se utiliza también para desinfectar huevos.
- Modificador de grupos funcionales.
- Es un derivado de la acridina (flavinas)
- Mecanismo de acción: interfieren en la síntesis de ácidos nucleicos. Se intercala en las bases nitrogenadas del DNA.

#### VERDE DE MALAQUITA

**Actividad biológica:**

Contra bacterias, protozoarios y hongos.

**Dosis**

Continuo: 0.06 mg/L por 5 días; 0.1 mg/L aplicación semanal durante 2 a 3 semanas de tratamiento.

**Baños de inmersión:** 1 a 2 mg/L durante 30 min.

**Consideraciones generales del Verde de Malaquita.**

- Este compuesto es un sólido verde.



- Se inactiva en aguas con alto contenido de materia orgánica.
- Mecanismo de acción: bloquean la conversión del ácido UDP acetilmurámico en UDP acetilmuramilo péptido en la síntesis del peptidoglicano en la pared celular.
- Es una sustancia tóxica para células humanas, evitar al máximo el uso de este ingrediente activo, debido a sus posibles efectos cancerígenos y mutagénicos.

#### AZUL DE METILENO

**Actividad biológica:**

Contra bacterias, hongos y algunos protozoarios.

**Dosis**

Continuo: 4 mg/L una vez por semana; 1 a 2 mg/L por tiempo indefinido.

**Consideraciones generales del Azul de metileno.**

- Soluble en agua.
- Queda retenido en el carbón activado.
- También se utiliza en problemas de metaemoglobina ocasionado por nitritos.
- Incompatible con agentes oxidantes y agentes reductores.

Factoros que favorecen la presencia de enfermedades.

**H.I.: Moluscos, peces H. D: Aves**  
*Diplostomulum compactum*  
*Clinostomum complanatum*  
*Cestrocestomum formosanus*  
*Apharyngostrigea sp.*

**H.I.: crustáceos, peces, e insectos**  
**H. D: Aves, peces, mamíferos**

**H.I.: crustáceos, peces**  
**H. D: Aves, mamíferos, peces**

**H.I.: crustáceos, peces H. D: Aves**

**Monogeneos**  
*-Gyrodactylus sp. p.*  
*-Dactylogyrus sp. p.*  
*-Cichlidogyrus sp. p.*

**Digeneos**  
*Creptotrema agnostomi*  
*Saccocoelioides cf. Sogandaresi*  
*Ascocotyle nana*  
*Apharyngostrigea sp.*

**Nematodos**  
*Capillaria cyprinodonticola*  
*Camallanus cotti*  
*Dichelyne mexicanus*  
*Rhabdochona kidderi*  
*Serpinema trispinosum*  
*Contraecaecum sp.*  
*Eustrongylides sp.*

**Cestodos**

**Protozoarios**  
**Vida libre**  
**Vector: Agua**  
**Portadores: Ranas, peces infectados**

*Chilodonella spp.*  
*Ambiphrya spp.*  
*Apiosoma spp.*  
*Epistylis spp.*  
*Ichthyobodo sp. (20-30 ° C)*

**Hongos**  
**De vida libre**

**Crustaceos**  
**Portadores: Ranas, sapos y peces silvestres**  
**Vector: agua**

**Acantocefalos**  
**H.I.: Crustáceos y peces.**  
**H.D.: Aves. Vector: agua.**

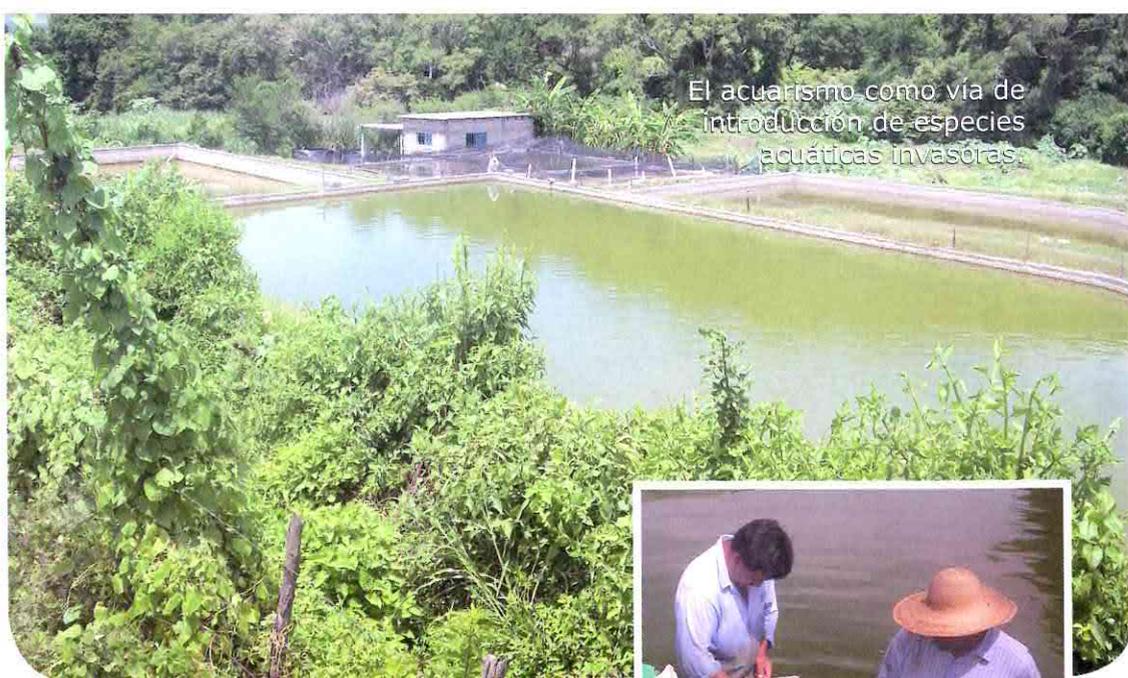
*Polymorphus brevis*

*Lernaea cyprinacea*  
 14-40 °C  
*Argulus sp.*  
*Ergasilus sp.*

*Polymorphus brevis*  
*Branchiophonus hoferi 10-29 ° C*  
*Branchiomyces demigrans 15 - 35 ° C*

*Podina spp.*  
*Thymena spp.*  
*Podinella sp.*  
*Artiella sp.*  
*Ammita spp.*  
*Pharyngodon multifiliis*

El acuarismo como vía de  
Introducción de especies  
acuáticas invasoras.



## El acuarismo como vía de introducción de especies acuáticas invasoras.

Dr. Carlos Ramírez Martínez \*

**E**l acuarismo ha sido reconocido desde hace algún tiempo como una importante vía de introducción de especies exóticas en ambientes acuáticos naturales (Taylor et al., 1984; Welcomme, 1992; McDowall, 2004). Lamentablemente, esta situación va en aumento, debido a la rápida expansión que actualmente experimenta esta actividad productiva a nivel mundial (Revenge et al., 2006) y la falta de control sobre la industria. De acuerdo a Courtenay y Williams (1992) y Courtenay (1995) de continuar así, el acuarismo puede llegar a convertirse en la principal fuente de introducciones de especies acuáticas invasoras en Norteamérica. Lo cual representa un grave riesgo, ya que entre las principales causas de desaparición



de especies nativas de peces de aguas continentales se encuentran la degradación de los hábitats acuáticos (Contreras-Balderas, 1976; Thomas, 1994; Riccardi y Rasmussen, 1999; De la Vega-Salazar, 2003; Carabias et al., 2005; Lozano-Vilano et al., 2007; Contreras-Balderas et al., 2008) y la introducción de especies exóticas invasoras (Crossman, 1991; Courtenay y Williams, 1992; Thomas, 1994; Courtenay, 1995; De la Vega-Salazar, 2003; Bomford y Glover, 2004; MEA, 2005; Revenge et al., 2006).

Dentro de este contexto, los ambientes acuáticos en particular

\* Profesor-Investigador del Instituto de Investigaciones Sociales de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

El acuarismo como vía de  
introducción de especies  
acuáticas invasoras.

Contreras-Balderas et al., 2008).

## El caso del estado de Morelos

son extremadamente sensibles, aproximadamente 40% de las extinciones de especies en los ecosistemas acuáticos estuvieron relacionadas con la depredación, el parasitismo o la competencia de especies invasoras (Pimentel et al., 2001). Por otra parte, las extinciones en los ambientes acuáticos, particularmente en los dulceacuícolas, son cinco veces más importantes que en los ambientes terrestres (Riccardi y Rasmussen, 1999). La gravedad de la introducción de especies exóticas potencialmente invasoras a los ambientes naturales llega al extremo cuando estas especies contribuyen a su vez con la degradación del ambiente, por ejemplo alterando los ciclos biogeoquímicos (Aguirre y Mendoza-Alfaro, 2009).

En México, la degradación de los ecosistemas dulceacuícolas ha sido provocada principalmente por actividades antropogénicas no sustentables, dentro de las que se encuentran la destrucción del hábitat por la construcción de obras hidráulicas, el crecimiento y expansión de la mancha urbana, la desecación de los cuerpos de agua y la alteración de la calidad del agua por actividades agrícolas, forestales y domésticas (De la Vega-Salazar, 2003; Carabias et al., 2005). Mientras que la acuicultura y el acuarismo han sido señalados como una de las principales vías de introducción de especies acuáticas invasoras en ambientes naturales de nuestro país (Huerta y Castañeda, 1982; Contreras-MacBeath, 1996; Guzmán y Barragán, 1997; Contreras-MacBeath et al., 1998; Luna-Figueroa y Figueroa, 1999; De la Vega-Salazar, 2003; Luna-Figueroa, 2006;

La localización geográfica de Morelos, brinda condiciones ambientales que favorecen el desarrollo de la acuicultura de especies tropicales, en particular para la piscicultura de ornato, como son: un clima cálido húmedo con lluvias en verano y una temperatura media anual es de 24°C en el 87% de su territorio (INEGI, 2008), además de un importante volumen de escurrimiento calculado en 2,374 millones de m<sup>3</sup> al año, que le permite tener una gran disponibilidad de aguas superficiales y subterráneas (Aguilar, 1990; Martínez et al., 2006). De manera adicional, un aspecto que favorece el desarrollo de esta actividad productiva es la cercanía geográfica con la Ciudad de México, que es el centro de consumo de peces de ornato más importante del país (Sánchez et al., 1993; Marañón et al., 2006; Maya Peña et al., 2006). Por ello, a partir de los años 50 del siglo pasado, se impulsó en Morelos el desarrollo de la acuicultura para la producción de alimentos de consumo humano y veinte años después la piscicultura de ornato (González Pedrero, 1978; SEPESCA, 1988). Desafortunadamente, el desarrollo de estas actividades productivas se ha realizado utilizando especies exóticas (Huerta y Castañeda, 1982; Contreras-MacBeath, 1996), algunas de las cuales han logrado establecerse y propagarse en los ambientes acuáticos naturales, provocando la pérdida o el desplazamiento de muchas de las especies de la ictiofauna nativa (Huerta y Castañeda, 1982; Contreras-MacBeath, 1996; Guzmán y Barragán, 1997; Contreras-MacBeath et al., 1998; Luna-Figueroa y Figueroa, 1999; Luna-Figueroa, 2006). Sin embargo, la introducción de especies exóticas potencialmente invasoras a través de la acuicultura y el acuarismo, no han sido la única causa de que la ictiofauna nativa del estado de Morelos haya



El acuarismo como vía de introducción de especies acuáticas invasoras.

sufrido grandes cambios en su composición original, el crecimiento poblacional e industrial de las zonas urbanas del Estado en los últimos 30 años, especialmente el corredor Cuernavaca-Jojutla-Yautepec-Cuautla, y algunas actividades agroindustriales como la azucarera, han causado graves daños a los ecosistemas acuáticos, debido las grandes cantidades de descargas de aguas residuales sin tratar que vierten a los cauces naturales (Oswald, 2003). Esto ha provocado la pérdida o desplazamiento de gran parte de la fauna íctica original (Contreras-McBeath; 1996; Luna-Figueroa y Figueroa, 1999; Luna-Figueroa, 2006)

A finales del siglo XX, la ictiofauna de Morelos estaba compuesta por 22 especies pertenecientes a 17 géneros y 8 familias, de las cuales el 62% fueron introducidas y de éstas el 31% correspondieron a especies de ornato. Esto significa que dos terceras partes de la ictiofauna del estado la componían principalmente especies exóticas de origen asiático, africano, norte y centroamericano, así como de otras cuencas hidrológicas de nuestro país y menos de una tercera parte por especies nativas (Contreras-MacBeath et al., 1998). Una situación similar se presenta en Florida, el principal estado productor de peces de ornato de Estado Unidos, cuya ictiofauna está conformada por 242 especies (Bass et al., 2008) de las cuales 91 son exóticas (Fuller

et al., 1999), muchas de las cuales ha sido introducidas por la acuicultura y el acuarismo (Courtenay y Williams, 1992; Courtenay, 1995; Craig y Shireman, 2002; Hill y Yanong, 2002; Livengood y Chapman 2007).

Gran parte de los riegos ecológicos que derivan de la producción de peces ornamentales en el país, se encuentran vinculados con la poca tecnificación de los sistemas de cultivo, la ausencia de sistemas de bioseguridad y nula aplicación de medidas preventivas como el Análisis de Riesgos y Control de Puntos Críticos (HACCP), por lo que es necesario que los programas de apoyo a la producción de este tipo de peces, considere la aplicación de este tipo de medidas; así como la implementación de un sistema de monitoreo para realizar la detección temprana de especies exóticas invasoras en ambientes naturales, como parte de un proyecto de modernización de la planta de la piscicultura ornamental.

## [ Glosario ]

**Acetilación:** Reacción en la que se introduce un grupo acetilo.

**Aerobio:** Presencia de oxígeno.

**Aletargamiento:** Síntoma de varias enfermedades nerviosas, infecciosas o tóxicas, caracterizado por un estado de somnolencia profunda y prolongada.

**Alquilación:** Reacción en la que se transfiere un grupo alquilo.

**Amplio espectro:** Activo contra bacterias gram negativas y gram positivas.

**Anaerobio:** La ausencia de oxígeno.

**Antagónico:** La combinación de ciertos antibióticos causa efecto inferior que por sí solos.

**Blastoespora:** Espora formada por gemación como ocurre en las levaduras.

**Calmodulina:** Proteína moduladora de calcio.

**Choque osmótico:** Fenómeno que se produce cuando un organismo queda expuesto a un medio en el que la concentración de solutos es muy superior al contenido intracelular, lo que resulta en una pérdida de la capacidad de las células para mantener constante su concentración interna como consecuencia de la salida del contenido citoplasmático al medio circundante.

**Clamidospora:** Es un tipo de espora de paredes gruesas de varias clases de hongos.

**Colinesterasa:** Enzima que cataliza la hidrólisis de la acetilcolina después de que ésta haya realizado su función.

**Complemento:** Sistema que participa en la respuesta inmunitaria.

**Conidio:** Es una espora asexual inmóvil formada directamente a partir de una hifa o célula conidiógena o esporógena.

**Desnaturalización:** En ácido nucleico y proteínas, la pérdida de la estructura terciaria y secundaria.

**DNA:** Ácido desoxirribonucleico.

**Ectoparásitos:** Parásito que vive en la superficie de su huésped.

**Elongado:** Alargado.

**Emaciación:** Agotamiento, decadencia corporal.

**Endoparásitos:** Parásito que vive en el interior de su huésped.

**Enzimas:** Moléculas de naturaleza protéica que catalizan las reacciones químicas.

**Epitelio:** Cubierta celular de las superficies interna y externa del cuerpo, incluyendo el revestimiento de vasos y otras cavidades pequeñas.

**Esterasas:** Enzimas que participan en la reacciones de hidrólisis de ésteres carboxílicos.

**Exfoliación:** Pérdida o caída de la epidermis en forma de escamas.

**Exocitosis:** Movimiento de materiales hacia afuera de la célula, por la vía de vesículas membranosas.

**Exoftalmia:** Protusión anormal del globo ocular fuera de la órbita.

**Fagocitosis:** Introducción de microorganismos, o agentes extraños para su destrucción.

**Filiforme:** Que tiene forma o apariencia de hilo.

**Fotolábil:** Sensible a la luz.

**Genes:** Secuencia de nucleótidos en la molécula de DNA que contiene información necesaria para la síntesis de una molécula de origen proteico.

**Granuloma:** Masa de aspecto tumoral o nódulo de tejido granular con fibroblastos de crecimiento activo y formación de capilares.

**Haptor:** Órgano de fijación de los trematodos monogenéticos.

**Hidroxilo:** Grupo funcional -OH, también llamado oxhidrilo.

**Hipertrofia:** Desarrollo repentino de los elementos anatómicos de un órgano o tejido sin alteración de la estructura, resultando en un aumento de peso y volumen.

**Incidencia:** Número de casos nuevos de una enfermedad en un periodo de tiempo y una determinada población.

**Infeción:** Penetración y desarrollo de gérmenes patógenos en el organismo.

**Infestación:** Ataque o subsistencia parasitaria en la piel, apéndices o en ambos.

**Isotónico:** soluciones que tienen la misma concentración de solutos en el interior como el exterior de la célula.

**Isquemia:** Disminución transitoria o permanente del riego sanguíneo de una parte del cuerpo, producida por una alteración normal o patológica de la arteria o arterias aferentes a ella.

**Licuefacción:** Convertir en líquido.

**Metahemoglobina:** Deficiencia en el transporte de oxígeno como consecuencia de la alteración del hierro contenida en la hemoglobina.

**Molusquicida:** Pesticidas utilizados para controlar moluscos, ej. caracoles.

**Mutación:** Cambios que alteran la secuencia de nucleótidos del DNA.

**Necrosis:** Células o tejidos muertos dentro del cuerpo, gangrena.

**Nefrotoxicidad:** Tóxico par los riñones.

**Nódulos:** Pequeña masa de tejidos de forma redondeada irregular.

**Opisthaptor:** Órgano de fijación formado por ganchos.

**Ototoxicidad:** Daño al oído.

**Oxidación:** Reacción química en la cual un átomo, ión o molécula cede electrones.

**Patógeno:** Organismo que vive dentro o sobre otro organismo ocasionando enfermedad.

**Peptidoglicano:** Macromolécula compuesta por de N-acetil-glucosamina y el ácido N-acetilmurámico unidos por enlaces  $\beta$ -1,4. Molécula responsable de la rigidez de la pared celular bacteriana.

**Peroxidación lipídica:** Oxidación de los ácidos grasos en los lípidos de las membranas por radicales hidroxilo.

**Plásmido:** DNA extracromosómico circulares o lineales con replicación y transcripción independientes al DNA cromosomal.

**Poder reductor:** Moléculas que actúan como donadores de electrones.

**Porinas:** Proteínas ubicados en las membranas celulares que participan en el intercambio de moléculas.

**Purulentas:** Que tiene presencia de pus.

**Radicales libres:** Especie química que tiene electrones desapareados, son inestables y altamente reactivas.

**Receptores GABA:** Proteínas de la superficie celular que reconocen el neurotransmisor ácido gamma-amino butírico (GABA).

**RNA:** Ácido ribonucleico.

**Signo:** cualquier manifestación objetiva consecuente a una enfermedad o alteración de la salud y que se hace evidente en la biología del enfermo.

**Sinápticos:** Referente a la sinapsis, indica la unión intercelular entre las terminaciones de las células nerviosas.

**Sinérgico:** La combinación de ciertos antibióticos causa efecto superior que por sí solos.

**Síntoma:** Fenómeno que revela la existencia de una patología o enfermedad.

**Teratógeno:** Anomalía congénita.

**Termolábil:** Sensible al calor.

**Transcripción:** Expresión genética. Transferencia de la información contenida en la secuencia de DNA a la secuencia de RNA.

**Trofozoito:** Es la forma vegetativa activa que se alimenta (generalmente por fagocitosis) y se reproduce.

clínica: macrolidos. Rev Pacea Med Fam. 4(6): 149-153.

Carabias, J. R., Landa, J., Collado, J., Martínez, P. (2005). Agua, Medio Ambiente y Sociedad: hacia la gestión integral de los recursos hídricos de México. Universidad Nacional Autónoma de México. El Colegio de México. Fundación Gonzalo Río Aronte. México. 221 p.

Carballo, M y Muñoz, M. J. (1991). Effect of Sublethal Concentrations of Four Chemicals on Susceptibility of Juvenile Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) to Saprolegniosis. Applied and Environmental Microbiology. 57 (6): 1813 – 1816.

Caspeta-Mandujano, J. M. (2005). Nematode Parasites of Freshwater Fish in Mexico: Key to Species, Descriptions and Distribution. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos, México. 175 p.

Caspeta-Mandujano, J. M., Cabañas-Carranza, G., Mendoza-Franco, E. F. (2009). Helmintos Parásitos de Peces Dulceacuicolas Mexicanos Caso Morelos. México, D. F. AGT EDITOR. 129 p.

Comité Estatal de Sanidad Acuicola del Estado de Morelos. La Acuicultura en Morelos. [disco compacto]. Morelos, México, s.n.: 2009. 1 disco compacto.

CESAEM. (2010). Guía para la Identificación de Parásitos y Enfermedades de Peces de Ormat. Comité Estatal de Sanidad Acuicola del Estado de Morelos, Zacatepec, Morelos, México. 53 p.

Clark, R. J., Goodman, R. L., Borthwick, W. P., Patrick, M. J., Cripe, M. G., Moody, M. P., Moore, C. J., Lores, M. E. (1989). Toxicity of pyrethroids to marine invertebrates and fish: A literature review and test results with sediment-sorbed chemicals. Environ. Toxicol. Chem. 8: 393-401.

Contreras-Balderas, S. (1976). Impacto ambiental de obras hidráulicas. Dirección General del Plan Nacional Hidráulico, SRH. Informes Técnicos 129 p.

Contreras-Balderas, S. G., Ruiz-Campos, J. J., Schmitter-Soto, E., Diaz-Pardo, T., Contreras-McBeath, M., Medina-Soto, L., Zambrano-González, A., Varela-Romero, R., Mendoza-Alfaro, C., Ramirez-Martínez, A., Leija-Tristán, P., Almada-Villela, D. A., Hendrickson, Lyons, J. (2008). Freshwater fishes and water status in Mexico: A country-wide appraisal. Aquatic Ecosystem Health & Management, 11(3):246-256.

Contreras-MacBeath, T. (1996). Peces nativos versus peces introducidos. en Monroy, R., Santillán A., Colín, H. Avitología 1 Tópicos Selectos de Biología (134-145). Centro de Investigaciones Biológicas, UAEM. SEP-FOMES.

Contreras-MacBeath, T., Mejía, M. H., Carrillo, W. R. (1998). Negative impact on the aquatic ecosystems of the state of Morelos, México from introduced aquarium and other commercial fish. Aquarium Sciences and Conservation. 2 (2): 67-78.

Courtenay, W. R. (1995). The case for caution with fish introductions. American Fisheries Society Symposium 15: 413-424.

Courtenay, W. R., Jr. y Williams, J. D. (1992). Dispersal of exotic species from aquaculture sources, with emphasis on freshwater fishes. In Rosenfield, A. and Mann, R. (eds). Dispersal of living organisms into aquatic ecosystems. Maryland Sea Grant College, College Park. 49-81 p.

Craig A. W. y Shireman, J. V. (2002). Production of Ornamental Aquarium Fish. The Institute of Food and Agricultural Sciences (IFAS). University of Florida. 4 p.

Crossman, E. J. (1991). Introduced freshwater fishes: a review of the

Aguilar, B. S. (1990). Dimensiones ecológicas del estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. CRIM-UNAM.

Aguirre, A. y Mendoza, A. R. (2009). Especies exóticas invasoras: impactos sobre las poblaciones de flora y fauna, los procesos ecológicos y la economía. En: Capital Natural de México Volumen 1: Estado de conservación y tendencias de cambio. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. En prensa.

Alarcón, G. C., Castro, A. J. L. (1988). Tratamiento experimental con mebendazol para botriocéfalo en *Carassius carassius*. Revista Latinoamericana de Microbiología. 30: 299-300.

Álvarez, R. J. D., Agurto, C. P., Álvarez, A. M., Obregón, J. (2004). Resistencia antimicrobiana en bacterias aisladas en tilapias, agua y sedimento en Venezuela. Revista Científica. 14 (6): 491 – 499.

Andrew J. M., and Hobbs. S. M. (2007). The acute toxicity of praziquantel to grass carp and golden shiners. North American Journal of Aquaculture. 69 (3): 203-206.

Andrew, J. M. (2004). Effectiveness of praziquantel bath treatments against *Bothriocephalus acheilognathi* in grass carp. Journal of Aquatic Animal Health. 16: 130-136.

Andrew, M., Ahmed, D. (2009). Efficacy of 6-, 12-, and 24-h praziquantel bath treatments against Asian tapeworms *Bothriocephalus acheilognathi* in grass carp. North American Journal of Aquaculture. 71 (1): 30-34.

Anónimo. (2009). Diccionario de Especialidades Agroquímicas. 19a Edición. México, D.F. PLM. 1919 p.

Astrosfsky, K. M., Schech, J. M., Sheppard, B. J., Obenschain, C. A., Chin, A. M., Kacergis, M. C., Laver, E. R., Bartholomew, J. L., Fox, J. G. (2002). High mortality due to *Tetrahymena* sp. infection in laboratory-maintained zebrafish (*Brachydanio rerio*). Comp Med. 52(4):363-367.

Bass, G., Shaffland, P., Wattendorf, B. (2008). Freshwater fishes of Florida. Florida Fish and Wildlife Conservation Commission. [http://floridafisheries.com/v/fishes/sci\\_name.html](http://floridafisheries.com/v/fishes/sci_name.html)

Bornford, M. y Glover, J. (2004). Risk assessment model for the import and keeping of exotic freshwater and estuarine finfish. A report produced by the Bureau of Rural Sciences for The Department of Environment and Heritage. Bureau of Rural Sciences, Canberra, Australia. 125 p.

Bradbury, S. P., Coats, J. R. (1989). Toxicokinetics and toxicodynamics of pyrethroid insecticides in fish. Environ. Toxicol. Chem. 8: 373 – 380.

Butcher, R. (2000). Enfoque Veterinario de la Cría de Peces Ornamentales, en Brown, L. Acuicultura para Veterinarios: Producción y Clínica de Peces (379 - 400), Zaragoza, España. Editorial Acribia.

Caballero R. J. (2007). Actualización en farmacología

- North American perspective with emphasis on Canada. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 48 (1): 46-57.
- Cruz, E. R., Tamse, C. T. (1989). Acute toxicity of potassium permanganate to milkfish fingerlings, *Chanos chanos*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. 43 (5): 785 – 788.
- De la Vega, S. M. Y., Macías, G. C., Díaz, P. E. (1999). Methyl Parathion Impact on Water Sediment and Benthic Macroinvertebrates from the Ignacio Ramirez Dam in Mexico. *Toxicological and Environmental Chemistry*. 71: 81-93.
- De la Vega, S. M. Y., Tabche, L. M., García, C. M. (1997). Bioaccumulation of methyl parathion and its toxicology in several species of the freshwater community in Ignacio Ramirez Dam in Mexico. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 38 (1):53-62.
- De la Vega-Salazar, M.Y. (2003). Situación de los peces dulceacuicolas en México. *Ciencias* 72: 20-30.
- Dolores, A. J., Austin, B., Alvarez, M. A., Paola A. C. (2001). Resistencia a los antimicrobianos de *Vibrios* aislados de peces y camarones marinos en Venezuela. *Revista Científica*, 11(2): 139- 148.
- Domitrovic, H. A. (2000). Toxicidad y respuesta histopatológica en *Cichlasoma dimerus* (Pisces, Cichlidae) expuestos a cipermetrina en ensayos de toxicidad aguda. *Comunicaciones Científicas y Tecnológicas* 2000. Universidad Nacional del Noreste. 4 p. [http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/2000/4\\_veterinarias/v\\_pdf/v\\_047.pdf](http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/2000/4_veterinarias/v_pdf/v_047.pdf) [consulta: 22 Julio de 2010].
- Fuller, L. P., Nico, L. G. y Williams, J. D. (1999). Nonindigenous Fishes Introduced into Inland Waters of the United States. *American Fisheries Society. Special Publications* 27. Bethesda. Maryland. USA. 613 p.
- Garza, R. U., Silva, S. J., Martínez, R. E. (2009). Genética y genómica enfocadas en el estudio de la resistencia bacteriana. *Salud Pública de México*, 51 (3): 439 – 446.
- González de Canales, M. L., Bosco, O. J., González del Valle, M. A., Sarasqueta, C. (2001). Saprolegnias en poblaciones naturales de peces. *Revista Ciencias Marinas*, 27 (1): 125 – 137.
- González, P. J. (1978). La acuicultura en México -Reseña Nacional. En: *Actas del Simposio sobre Acuicultura en América Latina*. FAO. *Informes de Pesca*. 159 (3): 143 p.
- Guzmán, A. F. y Barragán, J. (1997). Presencia de bagre sudamericano (Osteichthyes: Loricariidae) en el río Mezcala, Guerrero, México. *Vertebrata Mexicana*. 3: 1-4.
- Hashimoto, Y., Okubo, E., Ito, T., Yamaguchi, M., Tanaka, S. (1982). Changes in susceptibility of carp to several pesticides with growth. *J. Pestic. Sci.* 7: 457-461.
- Haya, K. (1989). Toxicity of pyrethroid insecticides to fish. *Environ. Toxicol. Chem.*, 8: 381 – 391.
- Hill, J. E. y Yanong, R. P. E. (2002). *Freshwater Ornamental Fish Commonly Cultured in Florida*. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. Disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu>
- Hoffman, G. (1999). *Parasites of North American Freshwater Fishes*. London: Comstock Publishing Associates. 539 pp.
- <http://es.wikipedia.org/wiki/Metritonato> [consulta: 22 Julio de 2010].
- <http://es.wikipedia.org/wiki/Parati%C3%B3n> [consulta: 25 Julio de 2010].
- <http://es.wikipedia.org/wiki/Temefos> [consulta: 04 Agosto de 2010].
- Huerta, V. A. J. y Castañera, C. A. (1982). Descripción de la fauna íctica del Estado de Morelos, México. *Escuela de Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Tesis de Licenciatura*. 53 p.
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática). 2008b. Morelos. Información Geográfica. Regiones y cuencas hidrológicas. <http://mapserver.inegi.gob.mx/geografia/espanol/estados/mor/rh.cfm>
- Jason K. S., Archdeacon, P. T., Bonar, A. S. (2009). Effects of Praziquantel on Eggs of the Asian Tapeworm *Bothriocephalus acheilognathi*. *North American Journal of Aquaculture*. 71 (4): 380-383.
- Kajita, Y., Sakai, M., Atsuta, S., Kobayashi, M. (1990). The immunomodulatory effects of levamisole on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Fish. Pathol.* 25:93-98.
- Kori-Siakpere, O. (2008). Acute toxicity of potassium permanganate to fingerlings of the African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). *Frican Journal of Biotechnology*. 7 (14): 2514-2520.
- Leibowitz, M. P. y Zilberg, D. (2009). *Tetrahymena* sp. infection in guppies, *Poecilia reticulata* Peters: parasite characterization and pathology of infected fish. *J. Fish Dis.* 32(10):845-855.
- Leibowitz, M., Ariel, R., Zilberg, D. (2005). Environmental and physiological conditions affecting *Tetrahymena* sp. infection in guppies, *Poecilia reticulata* Peters. *J. Fish Dis.* 28 (9): 539-547.
- Livengood, E. J. y Chapman, F. A. (2007). The Ornamental Fish Trade: An Introduction with Perspectives for Responsible Aquarium Fish. *The Institute of Food and Agricultural Sciences (IFAS), University of Florida*. 8 p.
- Lozano, V. M. L., García, R. M. E., Contreras, B. S., Ramírez, M. C. (2007). Diversity and Conservation Status of the Ichthiofauna of río Lacantún basin in the Biosphere Reserve Montes Azules, Chiapas, México. *Zootaxa* 1410:43-53.
- Luna-Figueroa, (2006). Bagre de Balsas y Mojarra Criolla. Desplazamiento de hábitat de especies nativas. *Hypatia* no. 20. Disponible en: [http://hypatia.morelos.gob.mx/index.php?option=com\\_content&task=view&id=112&Itemid=86](http://hypatia.morelos.gob.mx/index.php?option=com_content&task=view&id=112&Itemid=86)
- Luna-Figueroa, J. y Figueroa, T. J. (1999). La mojarra criolla de la subcuenca del río Amacuzac. *Especies*. 5: 25-27.
- Martínez, D., Marañón, S., Malpica, A. (2006). Transición del sector agrícola hacia la acuicultura en el estado de Morelos. Análisis de caso: el cultivo del langostino en la granja ejidal "El Jicarero". *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente. Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Xochimilco*. 6 (12): 39-66.
- Mathews, C. K., Van Holde, K. E., Ahern, K. G. (2003). *Bioquímica*. 3a Edición. Madrid, España. Pearson Educación. 1335 p.
- Maya, P. E., Marañón, H. S., Sánchez, C. N. I. (2006). Análisis de un ciclo de producción en una granja familiar productora de Poecilidos en el estado de Morelos. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente. Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Xochimilco*. 6 (12): 67-82.
- McDowall, R. M. (2004). Shoot first, and then ask questions: a look at aquarium fish imports and invasiveness in New Zealand. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*. 38: 503-510.
- MEA (Millennium Ecosystem Assessment). 2005. *Ecosystems and human well-being: wetlands and water synthesis*. World Resources Institute, Washington, D.C.
- Mottier, L., Lanusse, C. (2001). Bases moleculares de la resistencia a fármacos antihelmínticos. *Revista de Medicina Veterinaria*. 82 (2): 74-85.
- Negrete, R. P., Romero, J. J., Villegas, L. G., Vázquez, S. V. (2003). Presencia de plásmidos en *Pseudomonas* aisladas de peces de ornato. *Veterinaria México*. 34 (3): 289 – 295.
- Noga, E. J. (2000). *Fish Disease: Diagnosis and Treatment*. Ames, Iowa, USA. State University. Blackwell Publishing. 367 pp.
- Ortega-Olivares, M. P., A. O. Barrera-Guzmán, I. Haasová, G. Salgado-Maldonado, S. Guillén-Hernández., T. Scholz. 2008. Tapeworms (Cestoda: Gryporhynchidae) of Fish-Eating Birds (Ciconiiformes) from Mexico: New Host and Geographical Records. *Comp. Parasitol.* 75(2): 182-195.
- Oswald, U. (2003). Condicionantes socioambientales del agua en Morelos. En: *El recurso agua en el Alto Balsas*. Úrsula Oswald Spring (ed.). Instituto de Geofísica. UNAM. 563 p.
- Pimentel, D., McNair, S., Janecka, J., Wightman, J., Simmonds, C., O'Connell, C., Wong, E., Russel, L., Zern, J., Aquino, T., Tsomondo, T. (2001). Economic and environmental threats of alien plant, animal and microbe invasions. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 84(1): 1-20.
- Rahimian, H. (1998). Pathology and morphology of *Ichthyophonus hoferi* in naturally infected fishes off the Swedish west coast. *Dis Aquat Org.* 34: 109 – 123.
- Revenge, C., Heibel, T. J., Roberston, J. (2006). *Freshwater Atlas: Data from the Global Freshwater Habitat Assessment*. The Nature Conservancy. USA. 69 p.
- Riccardi, A. y Rasmussen, J. B. (1999). Extinction rates of North American freshwater fauna. *Conservation Biology*. 13: 1220-1222.
- Sánchez, C. M., Caro, C. I., Martínez, P. E., Reyes M. I., Mendoza, A. A. (1993). Desarrollo de una granja de producción de peces de ornato. *Centro de Investigaciones de Quintana Roo*. Chetumal. 29 p.
- Sánchez, S. L., Sáenz, A. E. (2005). Antisépticos y desinfectantes. *Dermatología Peruana*. 15 (2): 82 – 103.
- Sanchez-Ramirez, C., Vidal-Martínez, V. M., Aguirre-Macedo, M. L., Rodríguez-Canul, R. P., Gold-Bouchot, G., Sures, B. (2007). *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. *J. Parasitol.* 93 (5):1097-106.
- Sanmartín, M. L.; Quintero, P.; Iglesias, R.; Santamaría, M. T.; Leiro, J.; Ubeira, F. M. (1994). Nematodos parásitos en peces de las costas Gallegas. Madrid, España. Ediciones
- Díaz de Santos. 73 p.
- SEMARNAP. (1999). *Manual de Sanidad Piscícola*. Dirección General de Acuicultura, Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, México, D.F. 171 p.
- SEPESCA (Secretaría de Pesca). 1988. *La Acuicultura del estado de Morelos*. Dirección General de Acuicultura. Reporte técnico. 13 p.
- Shinn, P. A., Picon-Camacho, Bawden, R., Taylor, H. G. N. (2009). Mechanical control of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876 (Ciliophora) in a rainbow trout hatchery. *Aquacultural Engineering*. 41 (3): 152-157.
- Southgate, P. (2000). Enfermedades en Acuicultura, en Brown, L. *Acuicultura para Veterinarios: Producción y Clínica de Peces* (95 - 135), Zaragoza, España. Editorial Acribia.
- Taylor, J.N., W.R. Courtenay, Jr. y J.A. McCann. (1984). Knows impacts of exotic fishes in the continental United States. In: W.R. Courtenay, Jr. and J.R. Stauffer, Jr., eds. *Distribution, biology, and management of exotic fishes*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, MD. USA.
- Thomas, C. D. (1994). Extinction, colonization and metapopulations: environmental tracking by rare species. *Conservation Biology* 8(2): 373-378.
- Instituto de Biología "*Cestrocestus formosanus* – IBUNAM: CNHE: HE1513". UNIBIO: Colecciones Biológicas. 2006-03-16. Universidad Nacional Autónoma de México. Disponible en: <http://unibio.unam.mx/collections/specimens/um/IBUNAM:CNHE:HE1513> [Consulta: 07 de Abril de 2010].
- Instituto de Biología "*Cichlidogyrus sclerosus* – IBUNAM: CNHE: HE1333". UNIBIO: Colecciones Biológicas. 2006-03-16. Universidad Nacional Autónoma de México. Disponible en: <http://unibio.unam.mx/collections/specimens/um/IBUNAM:CNHE:HE1333> [Consulta: 19 de Marzo de 2010].
- Vargas, E., Álvarez, A.H., Cervantes, C. (1998). Sistemas bacterianos de expulsión de metales tóxicos. *Revista Latinoamericana de Microbiología*. 40: 53 – 71.
- Vázquez, T., Maldonado, C., Marañón, S., Espinosa, S. (2005). Estrés producido por concentraciones terapéuticas de sulfato de cobre en *Carassius auratus* (Pisces, Cyprinidae). *Hidrobiología*. 15 (1): 35 - 41.
- Velázquez, L. E., Bedoya, J. C., Areiza, A., Vélez, I. (2006). Primer Registro de *Cestrocestus formosanus* (Digenea heterophyidae) en Colombia. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, vol. 77, n. 001: 119 – 121. Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?cve=42577114> [Consulta: 07 de Abril de 2010].
- Vidal, M. V. M., Aguirre, M. M. L., Scholz, T., González, S. D., Mendoza, F. E. F. (2002). *Atlas de Helmintos Parásitos de Cíclidos de México*. Instituto Politécnico Nacional, México, D. F. 182 p.
- Vidal-Martínez, V.M., L. Aguirre-Macedo, T. Scholz, P. González-Solis, and E. F. Mendoza-Franco. 2001. *Atlas of the Helminth parasites of cichlid fish of México*. Academia, Prague, Czechoslovakia. 165 pp.
- Ward, L. D. (2007). Removal and quantification of Asian tapeworm from Bonytail chub using Praziquantel. *North American Journal of Aquaculture*. 69 (3): 207-210.
- Welcomme, R. (1992). *Pesca Fluvial*. FAO Documento Técnico de Pesca, Roma. 303 p.



## LA ACUACULTURA MORELENSE





## **Marco Antonio Adame Castillo**

Gobernador Constitucional del Estado de Morelos

## **Bernardo Pastrana Gómez**

Secretario de Desarrollo Agropecuario

## **Ma. Guadalupe Guerrero Córdova**

Delegada Federal de la SAGARPA en Morelos

## **José Luis Arizmendi Bahena**

Subdelegado Agropecuario de la SAGARPA

## **Sergio Tovar Rodríguez**

Subsecretario de Fomento Agropecuario  
SEDAGRO



## **Oscar Jiménez Bahena**

Gerente

## **Moisés Peña Hernández**

Coordinador de Sanidad

## **Griselda Vianey Casco Tepozteco**

Coordinadora Administrativa

## **Marina Tapia Osorio**

Parasitología

## **Luis Ernesto Guzmán Granados**

Técnico de Campo

## **Rigoberto Montes Vara**

Técnico de Campo

## **Antonio Benítez Ocampo**

Técnico de Campo

## **Aldo Jorge Castrejón Ramos**

Técnico de Campo

## **Manuel Alvarez Jasso**

Técnico de Campo

## **Alicia Vargas Benítez**

Secretaria

## **[ Mesa Directiva ]**

### **Onorato Cárdenas Sánchez**

Presidente

### **Salomón Morales Vázquez**

Secretario

### **Viridiana Neri Lugo**

Tesorera