



**Ontogenia de *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894)
(Pisces: Atherinopsidae) en embriones de vida libre y
larvas obtenidas bajo condiciones de laboratorio**

TESIS
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
BIÓLOGA
PRESENTA:
González Castellanos Patricia Wendy

Directora de tesis: M. en C. Cecilia Morales Ortiz
Asesor interno: Dr. Guillermo A. Blancas Arroyo



MÉXICO, DF

2009



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIAS

A ti te dedico esta tesis y te agradezco mucho por enseñarme todo lo bello y valioso de la vida, por estar siempre a mi lado y brindarme todo tu apoyo y por tus grandes consejos y amor incondicional, gracias a ti soy una persona muy feliz, te quiero mucho **MAMÁ**.

A MANUEL: Gracias por ser un apoyo constante en mi vida, por tu paciencia y amor, ahora que termino esta etapa en mi vida iniciaremos juntos un camino mejor y mejor, te amo.

A NANCY: Gracias hermana por todo el apoyo que siempre me diste para terminar mi carrera y mi tesis y por ser un ejemplo para mí, ahora que también concluyo esta etapa.

A MIS MAESTROS CECILIA Y GUILLERMO: Les agradezco su apoyo y comprensión en la elaboración de mi tesis y por siempre estar dispuestos a escuchar y explicar.

A MIS SINODALES: Gracias por sus apoyo para las mejoras de este trabajo y sus atinadas observaciones.

Y sobre todo gracias a **DIOS**.

En memoria a Raúl González Castellanos.

La época más excitante, satisfactoria y estimulante para vivir es aquella en la que
pasamos de la ignorancia al conocimiento.....

Carl Sagan.

Detrás de cada logro hay otro pero nunca te detengas.....

Rosa Argentina Rivas Lacayo.

CONTENIDO

RESUMEN	6
INTRODUCCION	7
MARCO TEORICO	9
A) ETAPA DE DESARROLLO EMBRIONARIO Y LARVAL EN PECES TELEÓSTEOS	9
B) UBICACIÓN TAXONÓMICA	10
C) BIOLOGÍA DEL GÉNERO	12
D) BIOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN	13
ANTECEDENTES	14
A) ONTOGENIA	14
JUSTIFICACIÓN	15
OBJETIVOS	16
OBJETIVO GENERAL	16
OBJETIVOS PARTICULARES	16
MATERIAL Y METODOS	17
A) CAPTURA DE REPRODUCTORES	17
B) TRANSPORTE DE ORGANISMOS	19
C) CUARENTENA	20
D) ALIMENTACIÓN Y MANTENIMIENTO DE LOS ORGANISMOS	21
E) CALIDAD DEL AGUA	22
F) OBTENCIÓN DE HUEVOS Y TOMA DE MUESTRA	23
RESULTADOS	26
DESARROLLO EMBRIONARIO	26
DESARROLLO LARVAL	29
MAPA ANATÓMICO	36
ALIMENTACIÓN	41
DISCUSIÓN	43
DESARROLLO EMBRIONARIO	43
DESARROLLO LARVAL	44
MAPA ANATÓMICO	44
ALIMENTACIÓN	45
CONCLUSIONES	48
SUGERENCIAS	49
ANEXOS	50
ANEXO I	50
ANEXO II	50
ANEXO III	51
ANEXO IV	51
LITERATURA CITADA	52
PÁGINAS WEB CITADAS	58

RESUMEN

Se describió la ontogenia de *Chirostoma jordani* en embriones de vida libre y larvas durante los primeros treinta días de vida. Se caracterizó la viabilidad de los huevos por medio de la observación al microscopio óptico. Los huevos de *Chirostoma jordani* tardan de siete a ocho días en eclosionar a una temperatura de incubación de $18^{\circ}\text{C} \pm 2.47^{\circ}\text{C}$. Se propuso un protocolo de alimentación para las larvas de *Chirostoma jordani* con base al desarrollo embrionario y larval para otras especies del mismo género. Se mantuvo a los organismos con base a una dieta apropiada basada en su talla y preferencia trófica durante 30 días después de la eclosión. Cada 24 horas se fijó al menos a tres organismos, representando todas las fases de alimentación, lo cual permitió la descripción de la organogénesis en ese periodo de tiempo. La descripción de la organogénesis, se realizó mediante la observación al microscopio óptico. El análisis morfológico y morfométrico de las diferentes estructuras observadas se llevó a cabo con ayuda de fotografías digitales en un microscopio óptico con los objetivos 4X y 10X, la flexión del notocordio se inició el día treceavo y terminó a los 17 días de vida. Conocer la ontogenia de *Chirostoma jordani* tendrá una relevancia en la implementación de su cultivo así como en el estudio de la especie, por su importancia biológica, histórica y económica. Los resultados indican una desaceleración del crecimiento larval en el tercer día después de la eclosión, coincidiendo con la apertura de la boca, el inicio de la alimentación exógena y el consumo del saco vitelino, así como de la gota de aceite. Tanto la eclosión como el inicio de la alimentación exógena son periodos críticos en la sobrevivencia larval de esta especie.

INTRODUCCION

Los peces del género *Chirostoma* conocidos como charales y peces blancos, han tenido una gran importancia, desde un punto de vista ictiológico, económico y sociocultural en la región de la Mesa Central de México; los primeros pesan entre 6 y 15 g y los peces blancos tienen un peso, entre 200 y 300 g (Barbour, 1973; Sánchez, 1992). Su explotación se remonta a tiempos anteriores a la conquista, cuando estos peces ya eran utilizados por las poblaciones purépechas, nahuas y otomíes, entre otras. De la misma forma que ocurre actualmente con muchos de nuestros recursos naturales, algunas de las especies del género *Chirostoma*, se encuentran en una posición ecológica incierta dentro de su hábitat debido entre otras razones a la sobreexplotación, manejo inadecuado, deterioro de la calidad del agua y competencia con especies introducidas (Orbe-Mendoza *et al.*, 2002; Barriga-Sosa, 2003).

El género *Chirostoma* se encuentra constituido por 18 especies y 6 subespecies, las cuales son endémicas de la Meseta Central de la República Mexicana, todas ellas dulceacuícolas (Álvarez y Navarro, 1957; Barbour, 1973). Estos peces, presentan similitudes con otros atherinópsidos marinos, dicha familia ésta formada por diez géneros, algunos mixohalinos, oligohalinos e hiperhalinos cuyo representante común es el género *menidia* (Castro-Aguirre y Espinosa, 2006).

Chirostoma jordani (Woolman 1894), pertenece al grupo de los charales y se encuentra naturalmente distribuido en las cuencas del Lerma-Santiago, Ameca-Magdalena, Valle de México y parte Oriental de Puebla. Se ha introducido a grandes presas en los estados de Chihuahua, Coahuila y Tamaulipas (Espinosa *et al.*, 1993).

Este pez, se distribuye en diversos sistemas lacustres nacionales, en los cuales ha habitado naturalmente o ha sido introducido. La presencia de esta especie en los diferentes ecosistemas podría sugerir una capacidad adaptativa a diferentes condiciones. Los cambios ambientales hacia nuestros recursos naturales, provocados para la actividad antropocéntrica durante los últimos años han generado una presión ecológica hacia estos peces endémicos, lo anterior ha puesto en peligro la permanencia de estos organismos en los sistemas acuíferos que ha habitado como es el caso de los canales de Xochimilco; al respecto Olvera (2004), menciona a ésta especie con posibilidad de desaparecer. Por lo tanto, se deben realizar esfuerzos encaminados a entender la biología reproductiva de esta especie, la cual representa no solamente parte de la riqueza cultural de México, sino un recurso económico para los pescadores.

Asimismo es prioritario estudiar y conocer el ciclo de vida, haciendo énfasis en el desarrollo temprano en estos peces que como en otros casos, tanto para especies marinas y dulceacuícolas se ha vuelto una de las principales dificultades al tratar de implementar su cultivo.

La embriología, estudia el desarrollo de los organismos, en el periodo comprendido entre la fecundación, la incubación y el nacimiento; mientras que la ontogenia se encarga de describir todas las etapas de desarrollo (Neumann, 2002).

Particularmente, los estadios embrionarios, larvarios y sus tiempos de ocurrencia en los teleósteos, facilitan la identificación de los embriones y larvas en el ambiente

natural, lo cual permite ubicar las áreas de reclutamiento (Reynalte-Tataje *et al.*, 2001), el monitoreo de las condiciones ambientales, a su vez, brindará la información necesaria de incubación y cultivo en cautiverio (Luz *et al.*, 2001). Según Nakatani *et al.* (2001), el estudio del desarrollo embrionario y larvario ofrece información relevante sobre la biología y ecología de las especies, constituyéndose en información imprescindible para el manejo pesquero y el cultivo de las mismas.

Para *Chirostoma jordani* no se ha definido la duración del período larvario y se carece de conocimientos básicos acerca de los cambios funcionales, estructurales y del metabolismo de sus estadios tempranos.

Para ello en el presente trabajo se describirá el desarrollo embrionario de vida libre y larval de *Chirostoma jordani* bajo condiciones de laboratorio mediante la descripción por observación directa al microscopio óptico y fotografías de embriones de vida libre y de larvas.

MARCO TEORICO

a) Etapa de desarrollo embrionario y larval en peces teleósteos

La información sobre los eventos y procesos que se llevan a cabo durante la historia de vida en los peces es muy valiosa. Como es caso del conocimiento de la estrategia reproductiva, la cual abarca: a) los tipos de desarrollo embrionario, b) las distintas formas de vida como los vivíparos, ovovivíparos y ovíparos, c) los tipos de huevo sean masivos o individuales, demersales o plantónicos, d) los patrones basados en cuidado paterno o sin ellos, e) las distintas cantidades de huevos o crías depositadas, desde algunas decenas hasta millones, entre las más importantes; servirá para lograr máxima sobrevivencia de las crías en un cultivo acuícola.

Bone *et al.* (1995), han identificado fases comunes en el desarrollo embrionario y larval, en los peces teleósteos, las cuales se enumeran a continuación: 1) huevo, 2) embrión de vida libre (saco vitelino), 3) larva en preflexión, larva en flexión, 4) larva en postflexión y 5) estadio o fase juvenil.

Las características para discernir los estados larvales son: En la larva en preflexión, la notocorda se encuentra en posición recta o también definida como posición derecha, en cambio, en la larva en flexión, ésta se ha girado hacia arriba y durante ella se forma el esqueleto caudal. Finalmente para la larva en etapa de postflexión, la notocorda alcanza su posición final y el esqueleto caudal está totalmente formado. Durante la transición entre cada etapa se ha identificado una o varias fases críticas dependiendo de la especie, debido a los cambios que ocurren en el organismo. (Bone *et al.*, 1995).

Watanabe y Kiron (1994), destacan la importancia del período de transición entre la reabsorción del saco vitelino (reservas alimenticias) y la primera alimentación de las larvas de los peces. Frecuentemente se presentan altas mortalidades, que según Jones y Houde (1986), son el resultado de una alimentación inicial inadecuada.

Segner *et al.* (1994), sugieren que las características específicas de las larvas de los peces, tales como el desarrollo del tracto digestivo al inicio de la alimentación exógena, pueden ser una adaptación al tamaño del organismo. Peces con huevos grandes, absorben su saco vitelino en largos períodos y presentan larvas de mayor tamaño, lo cual, favorece una organogénesis avanzada del tracto digestivo al momento de la primera alimentación; mientras que peces con huevos pequeños, como es el caso de peces marinos al eclosionar presentan una organogénesis incipiente (Bone *et al.*, 1995).

b) Ubicación taxonómica

La familia Atherinopsidae consiste de 150 a 160 especies, muchas de ellas habitan aguas marinas y salobres. El género *Chirostoma* está dividido en dos grupos: Jordani y Arge. Dentro del grupo Jordani se encuentran todas las especies mayores conocidas como peces blancos, mientras que en el grupo Arge se ubican las especies menores llamados comúnmente charales. Todos los miembros de estos grupos son endémicos de la meseta central de México y provienen de un ancestro común que habitaba en el mar (Barbour, 1973). *Chirostoma jordani*, estaba taxonómicamente ubicada en el Orden de los Mugiliformes, Suborden Atherinoidei y Familia Atherinidae, sin embargo, a partir de estudios recientes en relaciones filogenéticas de Atheriniformes, Dyer y Chernoff (1996), propusieron ubicarla en el Orden Atheriniformes; Familia Atherinopsidae, Subfamilia Menidinae y la Tribu Menidini; el Género es *Chirostoma* y la especie *jordani* (Figura 1).

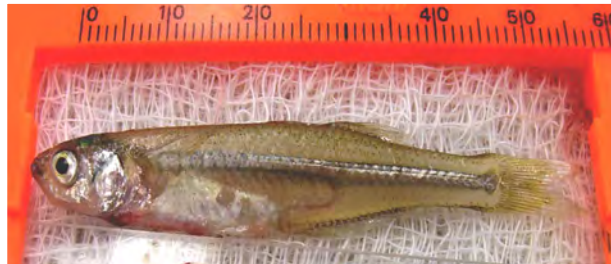


Figura 1. *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894).

Sistemática (Dyer y Chernoff, 1996)

Reino: Animalia

Subreino: Metazoa

Phylum: Chordata

Subphylum: Vertebrata

Grupo II: Gnathostomata

Superclase: Pisces

Clase: Osteichthyes

Subclase: Actinopterygii

Superorden: Teleostei

Orden: Atheriniformes (Rosen)

Familia: Atherinopsidae (Fowler), antes
Atherinidae (Berg, 1965)

Subfamilia: Menidiinae (Schultz)

Tribu Genérica: Menidiini (Schultz)

Género: *Chirostoma* (Swainson)

Especie: *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894)

c) Biología del género

Acercas de *Chirostoma jordani*, existen trabajos sobre sistemática, biología, distribución y ecología (Álvarez y Navarro, 1957; Álvarez, 1970). Barbour (1973), señala que *Chirostoma jordani* es considerado el miembro más primitivo del grupo jordani. Moncayo y Hernández (1978), hicieron estudios sobre su ecología y su pesquería. Echelle y Echelle (1984), realizaron estudios de genética del género *Chirostoma* incluyendo a ésta especie.

Portilla-de Buen (1984), describe dentro de los aspectos biológicos el tubo digestivo en el que no encontró un estómago diferenciado. Hernández (1993), y Arroyo *et al.* (1998), describen el tipo de alimentación para esta especie clasificada como zooplantófaga no selectiva y oportunista.

Nava *et al.* (2003), presentan las bases biológicas para lograr el cultivo en cautiverio en un sistema de recirculación para esta especie. Recientemente, Olvera (2004), realizó un estudio de aspectos poblacionales de *Chirostoma jordani*, en el sistema lacustre de Xochimilco, Distrito Federal, analizando entre otros aspectos, la calidad del agua, y menciona una ligera dominancia de hembras en la proporción sexual en muestras de la población, además de reportar crecimiento y fecundidad (324 ovocitos maduros) en la especie.

d) Biología de la reproducción

Todas las especies del género *Chirostoma* (charales y peces blancos) son ovíparas y las hembras presentan múltiples desoves a lo largo de la época reproductiva (Sánchez, 1992; Sasso *et al.*, 1997).

Existe poca información con respecto al desarrollo embrionario de las especies de *Chirostoma*, restringiéndose además al intervalo intra-coriónico del periodo embrionario; en este sentido lo más relevante son las descripciones en términos de estadios que se han hecho de *Chirostoma estor* (Rosas, 1970; Morelos-López *et al.*, 1994; Chavarría-Guillén, 2000).

Los huevos del Pez Blanco *Chirostoma estor estor* son de tamaño pequeño (entre 0.9 y 1.2 mm de diámetro), poseen de 6 a 8 estructuras adherentes (zarcillos) y las larvas recién eclosionadas miden entre 4.5 y 5 mm de longitud total. Los huevos tardan de 7 a 8 días en eclosionar a 25 °C y el saco vitelino desaparece hacia el tercer día después de la eclosión (Campos-Mendoza, 2000; Martínez-Palacios *et al.*, 2002).

Los desoves en este género ocurren durante varios meses del año, pero con variaciones de intensidad durante la época reproductiva, lo anterior está relacionado con el clima y ubicación del cuerpo de agua en el que habitan (Blancas-Arroyo *et al.*, 2004). Cházaro *et al.* (1989), mencionan que *Chirostoma jordani* se reproduce en primavera-verano.

Comas-Morte (2001), describe que el mejor crecimiento y sobrevivencia de larvas de *Chirostoma estor estor* cultivadas a 25 °C se lleva a cabo en salinidades de 10 y 15 ‰.

Tello-Ballinas *et al.* (2004), muestran que los huevos de *Chirostoma estor estor* tienen un adecuado desarrollo a 10 ‰, sin embargo la eclosión no es eficiente si la salinidad no se reduce a 5 ‰ antes de la eclosión, por otro lado se encuentra que a salinidades mayores de 10 ‰ el ataque de hongos es totalmente inhibido con lo que la mortalidad por éste tipo de parasitosis es nula.

ANTECEDENTES

a) Ontogenia

A la fecha se han realizado pocos estudios sobre la biología y el desarrollo embrionario de especies de *Chirostoma*, en particular solo de *Chirostoma estor* (Solórzano-Preciado, 1963; Oseguera, 1990; Morelos-López *et al.*, 1994), así como trabajos básicos sobre su cultivo (Rosas, 1970; Rojas y Mares, 1988; Rosas-Monge, 1994).

En los intentos realizados a través de los años para la implementación del cultivo de *Chirostoma*, se ha tenido en general baja sobrevivencia en las etapas larvarias debido principalmente al desconocimiento de los requerimientos de las larvas de estos peces y por otra parte, al ataque del hongo del género *Saprolegnia* que parasita tanto huevos, como larvas, juveniles y adultos (Martínez-Palacios *et al.*, 2002).

Las larvas de *Chirostoma* son similares entre sí, con muy poca diferenciación de tamaño y morfología debido a su origen filogenético común y a una especialización temprana (Barbour, 1973). Las larvas son transparentes con una fuerte melanización en los ojos, poseen una línea de cromatóforos negros a lo largo del cuerpo, muy cercana del área ventral. El saco vitelino generalmente tiene una gota prominente y transparente de aceite, diferenciándose así de otras larvas de agua dulce. (De Buen¹, 1940; De Buen², 1940; Morelos-López *et al.*, 1994; Rojas y Mares, 1988). *Chirostoma jordani*, muestra una organogénesis incompleta del tubo digestivo al comienzo de la alimentación exógena. El tracto digestivo presenta como carácter más llamativo la ausencia de un estomago diferenciado; sus integrantes presentan pequeños dientes caninos sobre el dentario y el premaxilar, así como dientes sobre la musculatura de la faringe, las papilas gustativas se encuentran ramificadas desde la parte anterior; la longitud del intestino representa el 60% de la longitud patrón (Portilla-De Buen, 1984).

Una referencia cercana es la investigación de Hernández-Rubio *et al.* (2006), donde evalúan la sobrevivencia y desarrollo de larvas obtenidas en laboratorio de *Chirostoma humboldtianum*, y en la cual describen aspectos de desarrollo embrionario destinado a la formación de sistemas y aparatos y en el periodo larval, su desarrollo se destina principalmente a el crecimiento, lo que le brinda la facilidad de nado para capturar su alimento.

JUSTIFICACIÓN

Los cambios de las condiciones lacustres de nuestro país, caracterizados por la reducción en el volumen de los cuerpos de agua naturales, el impacto ambiental que sufren por la actividad antropogénica y la sobreexplotación del recurso acuífero; han provocado la pérdida de hábitats naturales de la fauna nativa. El sistema lacustre que caracterizaba la Cuenca de México, es un ejemplo de la pérdida de estos hábitats para la ictiofauna. Actualmente en los canales de Cuemanco-Xochimilco aún habita *Chirostoma jordani*, la sobrepesca de esta especie y la introducción de especies exóticas, están presionando ambientalmente a esta especie nativa, e incrementando las posibilidades de su desplazamiento ecológico, poniendo en peligro su permanencia en ambientes naturales.

Existen muy pocas investigaciones encaminadas al cultivo y reproducción de los peces del género *Chirostoma* y en particular de *Chirostoma jordani*. Las Investigaciones encaminadas a obtener el conocimiento de los procesos que caracterizan el desarrollo embrionario y larval, el conocimiento del desarrollo ontogénico; contribuirán a diseñar estrategias en la obtención y cría de larvas de esta especie endémica de importancia histórica, biológica y comercial.

OBJETIVOS

Objetivo general

- Describir la ontogenia de los embriones de vida libre y larvas de *Chirostoma jordani*.

Objetivos particulares

- Describir los cambios ontogénicos a partir de la eclosión y durante las primeras etapas de alimentación de *Chirostoma jordani*.
- Identificar las tallas tróficas en larvas de *Chirostoma jordani* a partir de la primera alimentación y la relación con su desarrollo.

MATERIAL Y METODOS

a) Captura de reproductores

El lago de Xochimilco pertenece a la delegación Xochimilco, que se encuentra ubicada en la zona sureste de la ciudad de México con una latitud norte 19°09' y 99°09' de longitud oeste a una altitud de 2240 msnm. La delegación cuenta con una superficie de 1479 Km², está rodeado por elevaciones como el volcán Tehutli a 2710 msnm, el Zempole con 2650 msnm, el Xochitepelt a 2500 msnm y el cerro Tlacuelli con 2420 msnm. (INEGI 2007).

Los reproductores de *Chirostoma jordani* se capturaron, con ayuda de pescadores del lugar, en los canales aledaños al Parque Ecológico de Xochimilco, específicamente en los canales de Cuemanco (Figura 2); esta se efectuó con una red triangular de cuchara de 1.5 m² y luz de malla de 1.0 cm (arte de pesca tradicional en la zona). Al respecto, se sabe que los peces del género *Chirostoma*, en condiciones naturales presentan una conducta reproductiva de cortejo, en la cual, las hembras y los machos llegan a zonas someras donde encuentran poco oleaje y buena oxigenación (Paulo-Maya *et al.*, 2000).

Por tal motivo la zona de captura, se ubicó en sitios donde se apreció aguas tranquilas sin movimiento, con macrofitas emergentes o sumergidas, como lirio y algunas gramíneas, que según referencias de los pescadores son sitios donde se encuentran los "bancos de charales". El tamaño de captura fue de 300 organismos.

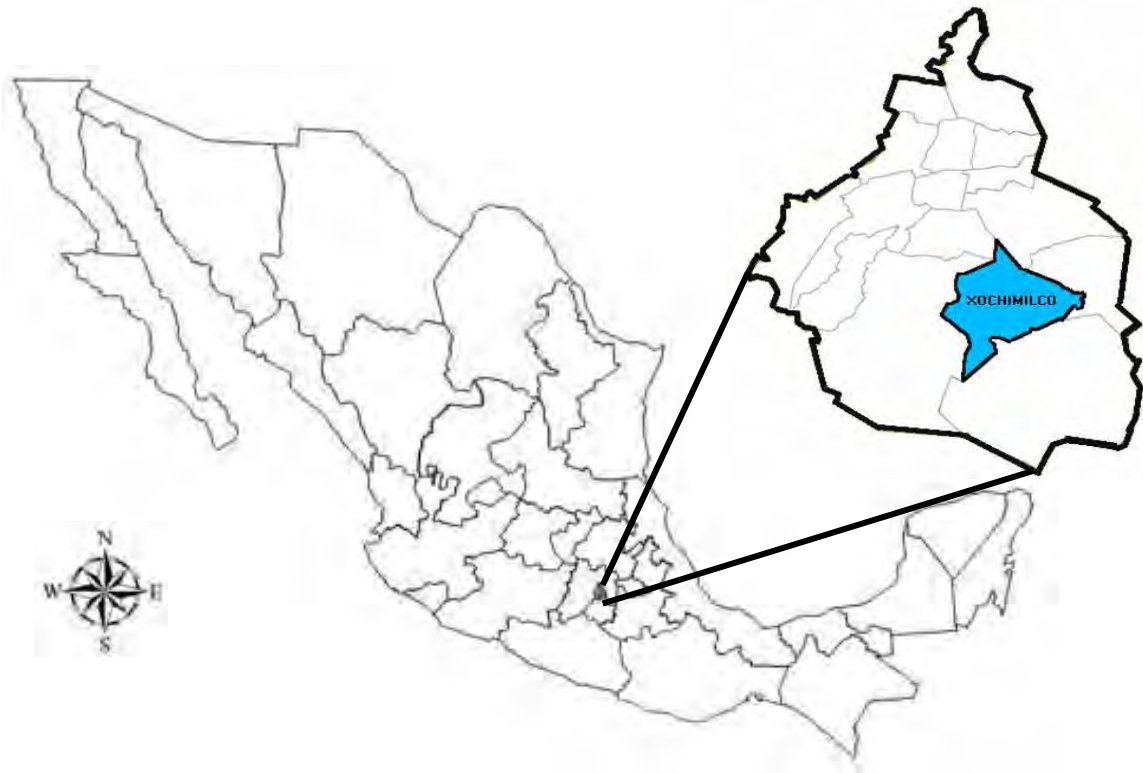


Figura 1. Zona de pesca: Se ubicó en los canales aledaños a Cuernavaca (www.maps.google.com).

b) Transporte de organismos

Una vez colectados los organismos se colocaron en contenedores con 20 litros de agua previamente saturada de oxígeno, para su revisión y selección. Los criterios de selección fueron los siguientes: peces con apariencia saludable sin daño aparente y sin ectoparásitos detectados a simple vista y para asegurar que fueran adultos se estableció como talla mínima 2.5 cm de Longitud total según lo informado por Cházaro *et al.*, (1989). Posteriormente los peces se empacaron en bolsas transparentes de 60 x 80 cm. con 20 L de agua limpia saturada de oxígeno y con vitaminas-antiestrés (hydrovit Biomaa, 1 gota por cada 12 a 15 L), y 5 UPS (Unidades Porcentuales de Salinidad) con sal de mar libre de Yodo; la salinidad tiene como objetivo reducir el estrés (regulando el intercambio iónico celular a nivel de la bomba de sodio y potasio). Se tuvo cuidado en igualar la temperatura del agua de la zona de captura y la temperatura del agua de transporte y así evitar un "shock térmico". Para lo cual fue necesario registrar la temperatura en ambos medios acuáticos con un oxímetro digital marca YSI con termómetro integrado (modelo 55). Todas estas recomendaciones fueron reportadas por Blancas (2002), quien trabajó con especies del género. En cada bolsa se colocaron 50 organismos, nuevamente se saturaron de oxígeno, se cerraron y se cubrieron de los rayos solares para conservar la temperatura de captura y de esta forma se trasladaron a la Planta Experimental de Producción Acuícola (PEXPA) en la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa (UAM-I) en México DF.

c) Cuarentena

Las bolsas con los organismos se colocaron dentro de estanques de 1000 L de capacidad, que contenían agua saturada de oxígeno y que estuvo sometida a circulación previamente por 10 días, lo anterior tuvo como objetivo igualar las temperaturas entre el agua de transporte y la del estanque receptor y evitar nuevamente un “shock térmico”. Los peces fueron liberados después de 15 a 20 minutos, facilitándoles su salida por su propio nado; por cada estanque se ambientaron 150 organismos.

Se les aplicó un tratamiento preventivo para evitar una posible infección, el cual consistió de las siguientes sustancias: Oxitetraciclina 250mg, 1 tableta/50 litros de agua de “Freshwater Antiprotozoa”, “Ectoparasites Treater y Pathogen Preventer”, marca ΔZOO; y se siguieron las instrucciones de uso.

Diariamente se extrajeron los excrementos y residuos de alimento con ayuda de un sistema de sifón, cada tercer día se realizó un recambio parcial de 25% del volumen de los estanques para mantener la calidad del agua, debido a que este tipo de estanque no tuvo un sistema de filtración. Según lo recomendado por Blancas (2007).

Se revisaron y se retiraron los organismos muertos de los estanques y se llevó un registro en la bitácora, para así obtener la curva de sobrevivencia, además se observó cuidadosamente a los peces para detectar algún síntoma de enfermedad y/o la presencia de parásitos, en el caso de detectar algún pez enfermo se procedió a retirarlo del cardumen y así evitar alguna posibilidad de contagio. También se les extirparon los ectoparásitos y se les aplicó en las heridas, azul de metileno a modo de profilaxis.

Al final de la cuarentena y antes de comenzar con la investigación, se censó la población para conocer la proporción sexual, se sometieron a una ligera presión del abdomen, desde la base de las aletas pectorales hasta el orificio genital, obteniéndose así los óvulos ò esperma. Se tomaron medidas biométricas de: Peso (g), (Longitud patrón (Lp) y Longitud total (Lt) mm), con ayuda de una balanza digital de precisión marca Ohaus modelo GT 4800 y un vernier, con 0.001 g y 0.01 cm de precisión, respectivamente.

d) Alimentación y mantenimiento de los organismos

Después de la cuarentena, los 300 reproductores se distribuyeron en tres estanques circulares con 4,000 L de capacidad, los cuales contaron con un sistema individual de recirculación con un biofiltro cuya capacidad de recambio es de ocho veces el volumen total en 24 horas. Al respecto, Ingle de la Mora *et al.* (2003), comprobaron la eficiencia de éste sistema de circulación para la práctica de la piscicultura en algunas especies mexicanas de agua dulce. Particularmente Blancas *et al.* (2004), comprobaron la eficiencia de la aireación constante de este sistema para mantener en cautiverio a peces del mismo género.

Se monitoreó semanalmente el pH del agua procurando que se estableciera el sistema amortiguador en el agua de cultivo y tratando de acercarlo a 8.5 (ligeramente alcalina), según las especificaciones de Blancas *et al.* (2003), los cuales mencionan que la constante aireación y constante recirculación facilitan la “maduración necesaria del agua” para recibir a reproductores de *Chirostoma*. En ese tiempo también se consideró que los biofiltros (hechos en el laboratorio) estuvieran totalmente activados.

Los reproductores fueron alimentados 2 veces por día *ad libitum* (Blancas *et al.*, 2003). El alimento vivo consistió en: “artemias” (*Artemia spp.*), “pulgas de agua” (*Daphnia pulex*, *D. magna* y *Moina spp.*). También se incluyó en la dieta alimento pulverizado, a base de alimento para tilapia (Chow Purina con 35% de proteína). Esta dieta ha sido probada exitosamente hasta el momento en reproductores de ésta mismo género (Blancas, 2007; Nava y Jiménez, 2008; Sánchez-Rubio, 2008).

Colateralmente se aplicaron medidas sanitarias, se practicó la limpieza diaria del estanque extrayendo por succión (Sifón) el exceso de alimento no consumido así como los desechos de los organismos, y se realizó la asepsia del alimento vivo; cada semana se efectuó un recambio del 25% del volumen de agua por agua limpia, sin cloro y oxigenada conforme lo recomendado por (Nava *et al.*, 2003).

e) Calidad del agua

Durante la investigación, y con el objeto de mantener a los reproductores en las mejores condiciones, se evaluó frecuentemente la calidad del agua y se cercioró que esta se encontrara dentro de lo que informó Blancas (2002). Los parámetros a evaluar fueron: la temperatura del agua ($^{\circ}\text{C}$), el oxígeno disuelto (mg/L), el pH, la dureza total y la alcalinidad total expresada como mg/L de CaCO_3 , el amoníaco (NH_3 - mg/L), los nitritos (NO_2 - mg/L) y la salinidad en Unidades Porcentuales de Salinidad (UPS) ó (‰). El seguimiento diario consistió en la medición del oxígeno disuelto y la temperatura del agua del estanque con un oxímetro digital marca YSI con termómetro integrado (modelo 55), además se llevó un registro de la cantidad de horas luz (hL) a las que fueron expuestos los organismos (página Web <http://smn.cna.gob.mx/>). Una vez a la semana, se midió el pH con un potenciómetro (Beckman 50), dureza, alcalinidad total, NH_3 -, NO_2 - y NH_4^+ con un equipo portátil de multiparámetros HACH (modelo 2000/DR).

f) Obtención de huevos y toma de muestra

El desove en cautiverio se produjo durante primavera-verano en los estanques circulares ya descritos, en el que los huevos se adhirieron a los nidos artificiales (Figura 3), los cuales fueron elaborados con lazos de plástico para simular las raíces de las plantas acuáticas en donde suelen desovar estos peces. Se sujetaron dos nidos al borde de los estanques junto con un lastre para evitar su flotación y con ello los huevos se deshidratarán.



Figura 2. Huevos de *C. jordani*: Se observan racimos adheridos a un nido artificial mediante sus zarcillos (Cortesía Blancas, 2007)

Los huevos se separaron manualmente de los nidos, se colocaron 100 huevos en un frasco de vidrio con capacidad de un litro de agua filtrada a $50 \mu\text{m}$ y libre de cloro, se les proporcionó aireación constante para que los huevos permanecieran en movimiento y con ello se redujeron las posibilidades de infestación por hongos, se llevó un registro del número de huevos colectados así como el porcentaje de viabilidad, por medio de la observación al microscopio óptico (marca olympus, modelo CX31), si el desarrollo embrionario había iniciado esto comprobaba su viabilidad, obteniendo así un 50% de viabilidad. Los frascos se colocaron en un termo para mantener una temperatura de $16^{\circ}\text{C} \pm 2.47^{\circ}\text{C}$.

Con base en experimentos previos en los cuales la mortalidad fue del 50%, en este experimento a partir de los tres días de vida se colocaron en estanques de 1000 L con aireación constante reduciendo así la mortalidad a un 20% con una temperatura de $18^{\circ}\text{C} \pm 2.47^{\circ}\text{C}$ bajo condiciones ambientales.

Según Campos-Mendoza (2000) y Martínez-Palacios *et al.* (2002), los huevos de *Chirostoma* tardan de siete a ocho días en eclosionar a 25°C y el saco vitelino es reabsorbido hacia el tercer día después de la eclosión. Con base en la información anterior se calendarizó la toma de muestras. A partir de la eclosión se tomó una muestra de tres a cinco organismos diariamente para su posterior observación y análisis. Con la

información generada sobre el desarrollo embrionario y larval para otras especies del mismo género se propuso un protocolo de alimentación para las larvas de *Chirostoma jordani*. Durante 30 días después de la eclosión se mantuvieron a los organismos con una dieta apropiada para promover que tuvieran alimento disponible conforme a su talla y preferencia trófica; la cual se les proporciono al segundo día después de la eclosión y consistió en una dieta que cambió cada cinco días conforme a la siguiente secuencia: 1) rotíferos, 2) rotíferos + nauplios de artemia, 3) nauplios de artemia, y 4) nauplios de artemia + artemia salina (en etapa de metanauplios) (Tabla 1). Y de los 14 a 30 días se alimentaron con artificial rotífera micro pelet rotífero larvas y Artificial artemia micro pelet nauplio larvas (marca ΔZOO 35 mL tamaño de partícula respectivamente de 50 a 80 μ, y 120 μ con un 65% de proteínas).

Tabla 1. Protocolo de alimentación: Indicando los cambios alimentarios propuestos.

Domingo	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
				1	2	3
4	5	6	7	8	9	10
11	12	13	14	15	16	17
18	19	20	21	22	23	24
25	26	27	28			

- Saco vitelino.
- Rotíferos.
- Rotíferos + Nauplios de artemia.
- Nauplios de artemia.
- Nauplios de artemia + Artemia salina (metanauplios).

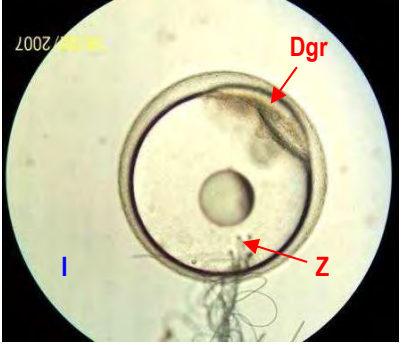
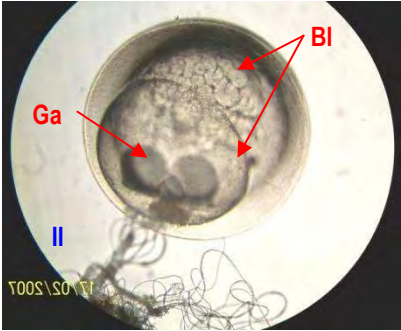

Cada 24 horas a partir de la eclosión se fijaron al menos tres organismos en Formol-Fosfato (Anexo I), representando así las fases de alimentación (Tabla 1). El procedimiento anterior permitió la descripción de la organogénesis durante sus 30 días de vida. Posteriormente se anestesiaron de tres a cinco organismos con benzocaína (Anexo II) para así tomar fotografías en vivo, se observaron a través de un microscopio óptico (marca olympus, modelo CX31), y se fotografiaron mediante una cámara digital (marca Kodak Easy Sahre modelo C875 con resolución de ocho megapíxeles) bajo aumentos de 4X y 10X del microscopio óptico. Subsiguientemente se fijaron al menos tres organismos en solución Davidson (Anexo III) y al siguiente día se colocaron en la Solución Conservadora de Davidson (Anexo IV) para posteriormente realizar las mediciones pertinentes.

RESULTADOS

Desarrollo embrionario

Los huevos tardan de siete a ocho días en eclosionar, con una temperatura ambiental promedio de $18^{\circ}\text{C} \pm 2.47$ registrada a medio día principalmente obteniendo una viabilidad del 80%. Las etapas de desarrollo embrionario de *Chirostoma jordani* muestran cambios significativos observados cada hora (Tabla 2).

Tabla 1. Descripción de las etapas de desarrollo embrionario para *Chirostoma jordani*.

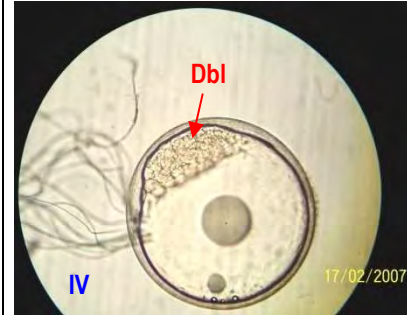
DESCRIPCIÓN	FOTOGRAFÍA
<p>HUEVO FÉRTIL: Es esférico, translúcido, rico en vitelo con relación al tamaño, con gotas lipídicas internas. Se observó la migración del citoplasma cortical periférico hacia el polo animal, donde se formó el disco germinativo (Dgr), presentan en promedio 12 zarcillos (Z) externos opacos ubicados a 10° aproximadamente del polo vegetal.</p> <p>I: Observación a 10X 60 min. después de la fecundación.</p>	
<p>Inicia la división celular, se observaron blastómeros (Bl) y las gotas de aceite (Ga) migrando hacia el polo vegetativo.</p> <p>II: Observación a 10X 120 min. después de la fecundación.</p>	
<p>MÓRULA (M) PRIMERA FASE: Se inicia con la acumulación de blastómeros en el polo animal.</p> <p>III: Observación a 10X 180 min. después de la fecundación.</p>	

BLÁSTULA:

Se observó la blástula modificada llamada discoblástula (DbI).

IV: Observación a 10X

240 min. después de la fecundación.

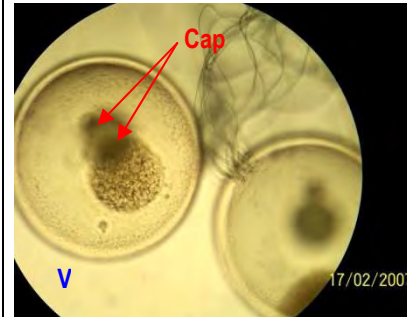


GÁSTRULA PRIMERA FASE:

Se inicia la formación de las capsulas ópticas (Cap).

V: Observación a 10X

300 min. después de la fecundación.

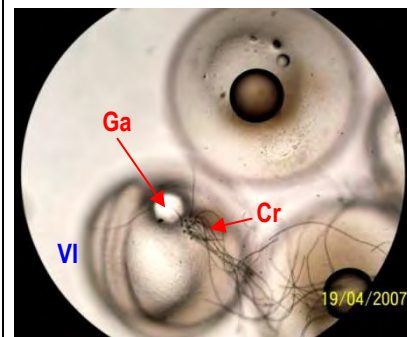


NÉURULA:

Se ubica la gota de aceite (Ga) en posición ventral, se reconoció la formación de la cabeza rudimentaria (Cr) y se distinguió el cuerpo embrionario y esbozos primarios de lentes ópticas.

VI: Observación a 10X

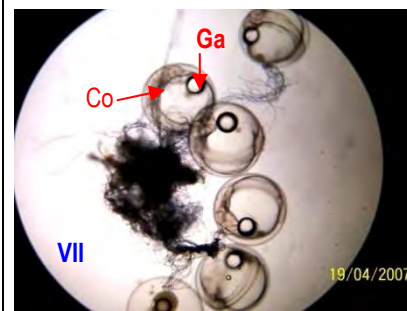
360 min. después de la fecundación.



Se observó los esbozos primarios del corazón (Co), una sola gota de aceite (Ga) relativamente grande (un tercio del saco vitelino) dispuesta entre el cuerpo.

VII: Observación a 10X

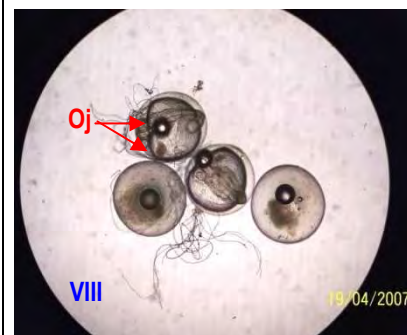
420 min. después de la fecundación.



Se observa el embrión con ojos (Oj) pigmentados, se observó los latidos del corazón, el embrión ocupó casi todo el volumen del huevo. Aproximadamente después de 168 a 192 h comienza la eclosión.

VIII: Observación a 4X

480 min. después de la fecundación.



Los zarcillos se ubican a 10° aproximadamente del polo vegetal (Figura 4).

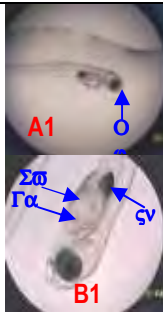









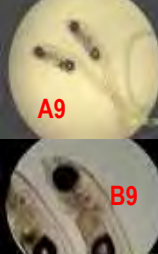
Figura 1. Huevo de Chirostoma jordani observado a 10X: Los huevos presentan en promedio 12 zarcillos externos.




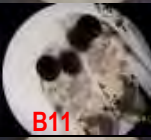


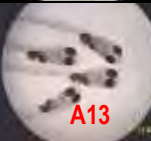



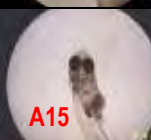

Desarrollo larval



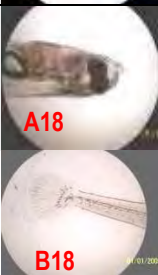


Se describió mediante la observación de fotografías tomadas a 4X y 10X en un microscopio óptico (marca olympus, modelo CX31), a partir de la eclosión hasta los 30 días de vida clasificando sus etapas larvales como son: embrión de vida libre (caracterizada por la presencia de saco vitelino), preflexión, (inicia a partir de la completa absorción del saco vitelino hasta antes del inicio de la flexión del notocordio) flexión, (caracterizada por la flexión del notocordio hasta antes de la formación de la placa hipúrica) postflexión (caracterizada por la finalización de la formación de la placa hipúrica hasta la formación de las aletas pares e impares) y estadio juvenil (caracterizada por la presencia de todas las estructuras de un adulto y termina antes de la madures sexual) (Tabla 3).

Tabla 2. Resumen de la descripción del desarrollo larval de *C. jordani*.

EDAD (Días)	FASE LARVAL	DESCRIPCIÓN	FOTOGRAFÍA
0	Embrión de vida libre	<p>Las larvas recién eclosionadas presentaron una Lt promedio de 4 mm, es de nado libre. Permanecen ligeramente arqueadas. La boca no es funcional. En la parte cefálica se observaron claramente dos pares de otolitos en las cavidades oticas, los ojos (Oj) están bien desarrollados y definidos, los lentes ópticos presentan pigmentación marcada. El cuerpo es alargado equivalente a un 60% de la talla total, la cabeza semi ovalada es mas angosta que el cuerpo equivalente a un 20% de la talla total. En la parte media del cuerpo se observó la vejiga natatoria (Vn) que ya es funcional. Presentan un abultado saco vitelino (Sv) de forma elíptica equivalente a un 15% de la talla total y una gota de aceite (Ga) en la parte anterior del saco vitelino. El ano no es funcional. Se observó una pigmentación de manera muy dispersa en la parte ventral.</p> <p>A1: Observación a 4X B1: Observación a 10X</p>	
1	Embrión de vida libre	<p>Presentaron una Lt promedio de 4.3833 mm ± 0.027. Se observó una pigmentación mayor en la parte ventral. Dorsalmente se observó una pigmentación dispersa.</p> <p>A2 : Observación a 4X B2: Observación a 10X</p>	
2	Embrión de vida libre	<p>Presentaron una Lt promedio de 4.4052 mm ± 0.089. El saco vitelino (Sv) se reduce. Y la cabeza se observó más proporcional al cuerpo.</p> <p>A3: Observación a 4X B3: Observación a 10X</p>	

3	Embrión de vida libre	<p>Presentaron una Lt promedio de $4.9250 \text{ mm} \pm 0.112$, la cabeza se observa proporcional al cuerpo, las larvas empiezan a tener movimientos mandibulares, la boca está abierta y es funcional. Presentaron el saco vitelino (Sv) casi nulo. El ano es funcional.</p> <p>A 4: Observación a 4X B4: Observación a 10X</p>	
4	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de $4.8800 \text{ mm} \pm 0.260$. El saco vitelino (Sv) y la gota de aceite se encuentran totalmente reabsorbidos.</p> <p>A 5: Observación a 4X B5: Observación a 10X</p>	
5	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de $4.7666 \text{ mm} \pm 0.288$, la boca es totalmente funcional al igual que el ano. Aletas pectorales formadas.</p> <p>A6 : Observación a 4X B6: Observación a 10X</p>	
6	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de $4.8166 \text{ mm} \pm 0.283$, la pigmentación comienza a hacerse notar. Esta apareció, en primer lugar, en la parte de la cabeza. Se observó una pigmentación mayor la parte ventral.</p> <p>A7: Observación a 4X B7: Observación a 10X</p>	
7	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de $5.1833 \text{ mm} \pm 0.055$. Todas sus estructuras anatómicas están bien definidas.</p> <p>A8 : Observación a 4X B8: Observación a 10X</p>	
8	Preflexión	<p>Se pigmentó la parte media del cuerpo, la cola y cabeza de color amarillo. Se distingue claramente de las anteriores. Se observó un cambio de talla con respecto a las anteriores.</p> <p>A9: Observación a 4X B9: Observación a 10X</p>	

9	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 5.2 mm \pm 0.030. Las aletas pectorales están totalmente formadas y con algunos radios.</p> <p>A10 : Observación a 4X B10: Observación a 10X</p>	 
10	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 5.6 mm, se observó una pigmentación mayor en todo el cuerpo, la cabeza se pigmenta de color amarillo y presenta más miomeros. Se observa el intestino y el hígado bien diferenciado.</p> <p>A11: Observación a 4X B11: Observación a 10X</p>	 
11	Preflexión	<p>Se observa un cambio de talla con respecto a las anteriores.</p> <p>A12: Observación a 4X B12: Observación a 10X</p>	 
12	Preflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 6 mm, presenta esbozos de la aleta dorsal.</p> <p>A13: Observación a 4X B13: Observación a 10X</p>	 
13	Flexión	<p>Se distingue claramente de las anteriores. Y presenta una pigmentación más marcada, inicia la flexión del notocordio, la cola presenta un dobles y se forman los radios de la aleta caudal.</p> <p>A14 : Observación a 4X B14: Observación a 10X</p>	 
15	Flexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 6.6 mm, concluye la flexión del notocordio.</p> <p>A15: Observación a 4X B15: Observación a 10X</p>	 

17	Flexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 8.4 mm, Se observa un cambio de talla con respecto a las anteriores. Termina la flexión del notocordio. Se completa la formación de la aleta caudal.</p> <p>A16 : Observación a 4X B16: Observación a 10X</p>	
23	Postflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 8.8 mm, los mioneros aumentaron en comparación con la anterior. Las aletas caudal, anal y dorsal están prácticamente formadas.</p> <p>A17: Observación a 4X B17: Observación a 10X</p>	
25	Postflexión	<p>Presentaron una Lt promedio de 9 mm, Se distingue claramente de las anteriores. Se observa un cambio de talla con respecto a las anteriores.</p> <p>A18: Observación a 4X B18: Observación a 10X</p>	
27	Postflexión	<p>Se observa el intestino y el hígado bien diferenciado.</p> <p>A19: Observación a 4X B19: Observación a 10X</p>	
30	Estadio juvenil	<p>Presentaron una Lt promedio de 9.1 mm, esta totalmente desarrollada la larva, adquiriendo la forma adulta. Se agrupan en el fondo de los estanques.</p> <p>A20 : Observación a 4X B20: Observación a 10X</p>	

Se observa un incremento en la longitud total de la población conforme al transcurso de los días siendo esta mas constante de los 17 a los 30 días de vida; con respecto al peso no es significativo debido a la ingesta de alimento para cada larva (Figura 5).

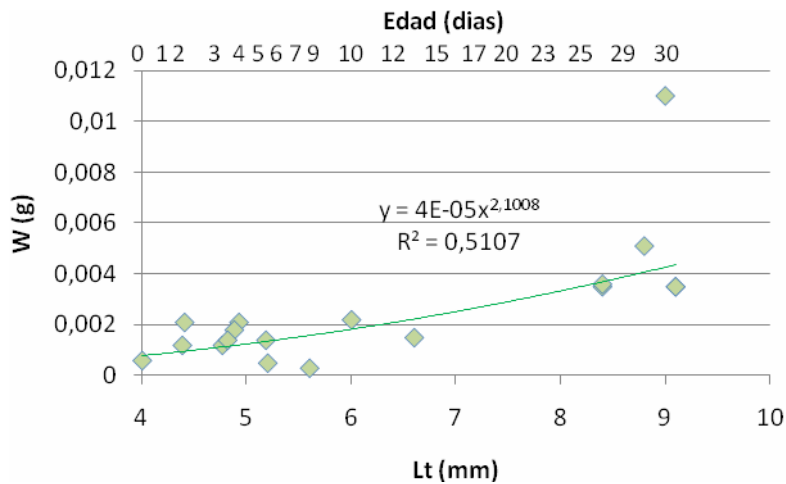

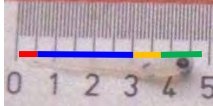
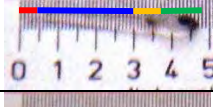
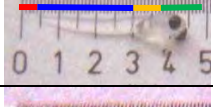

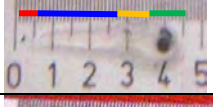
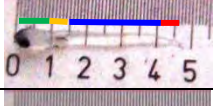
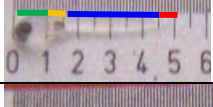
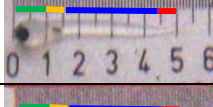
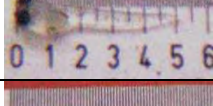
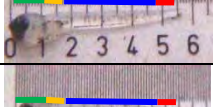
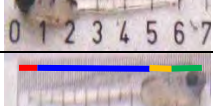
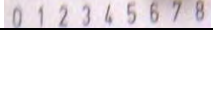
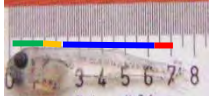
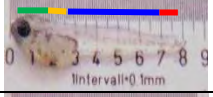
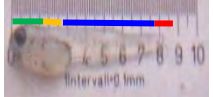
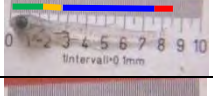
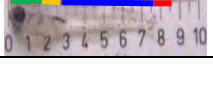


Figura 2. Longitud total promedio y peso promedio de la población de *C. jordani* a partir de la eclosión y hasta los 30 días de edad.

Se obtuvo el porcentaje equivalente en proporción a la Lt de las principales partes del organismo como son: cabeza, zona abdominal, cuerpo y zona caudal (Tabla 4). Se observó que el cuerpo de *Chirostoma jordani* va adquiriendo una forma fusiforme (es alargado y más delgado en sus extremos) conforme transcurre el tiempo lo cual le sirve como un medio eficaz de natación para depredar.

Tabla 3. Porcentaje de Lt en *Chirostoma jordani*.

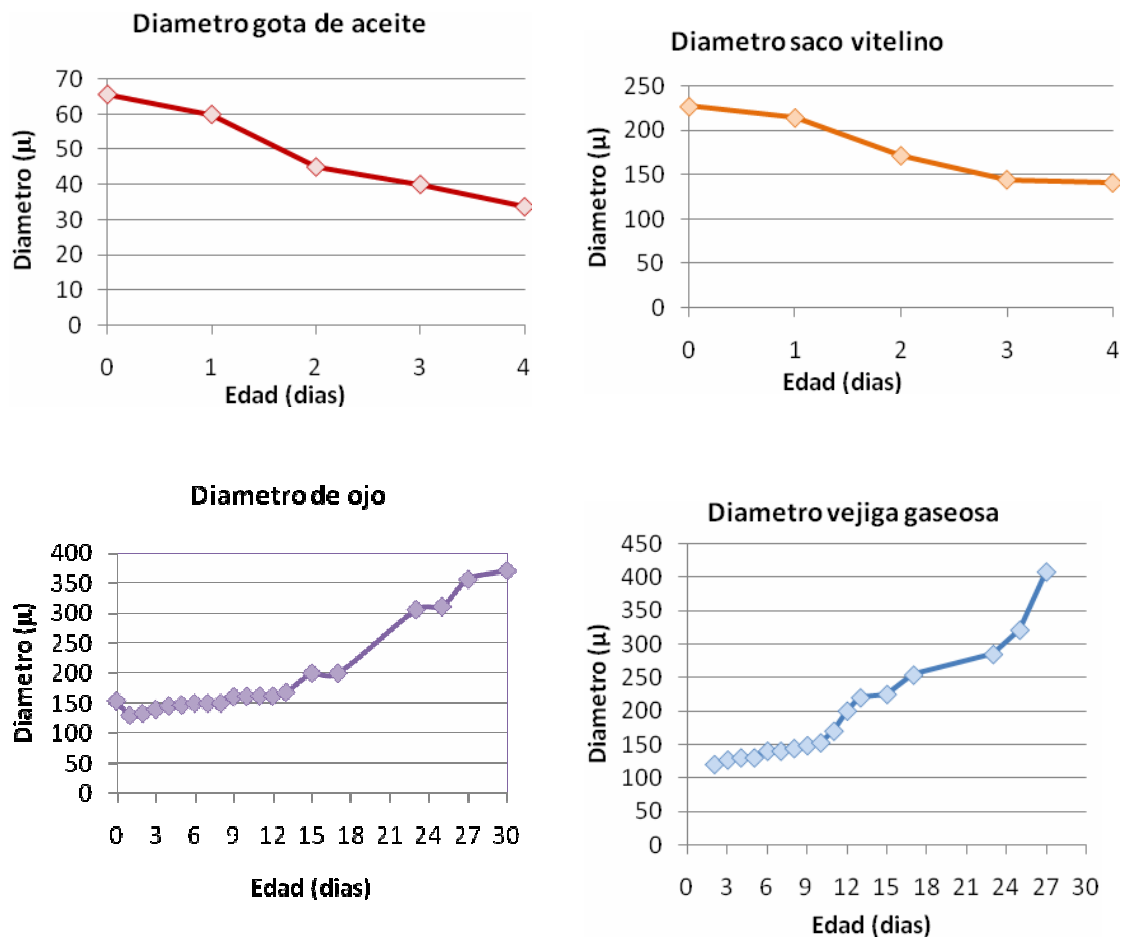
EDAD	PORCENTAJE %				Fotografía
días	Cabeza	Zona abdominal	Cuerpo	Zona caudal	
0	20	15	60	5	
1	20	16	59	5	
2	20	16	58	6	
3	17	15	62	6	
4	19	17	58	6	
5	20	16	58	7	
6	17	16	61	6	
7	19	15	60	6	
9	15	14	65	6	
10	18	12	61	9	
12	17	17	60	6	
15	17	17	59	7	
17	17	17	60	6	

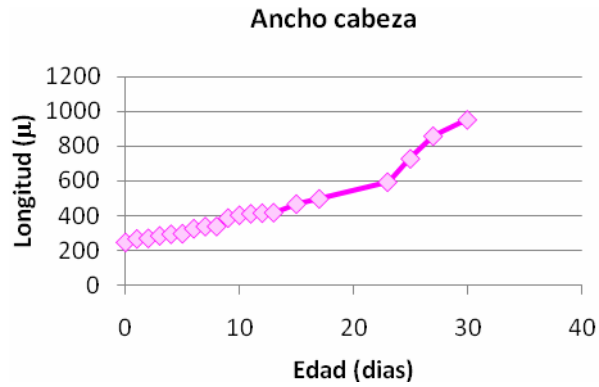
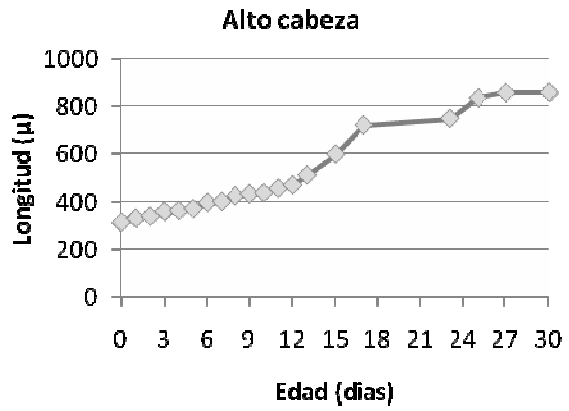
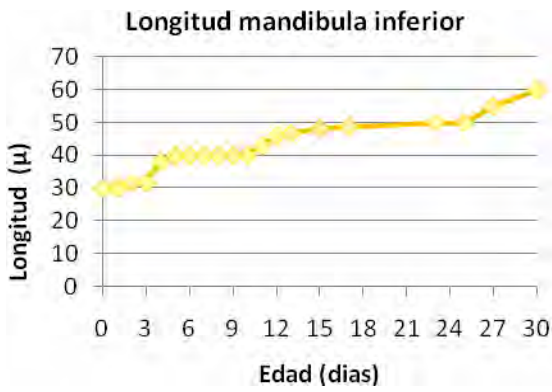
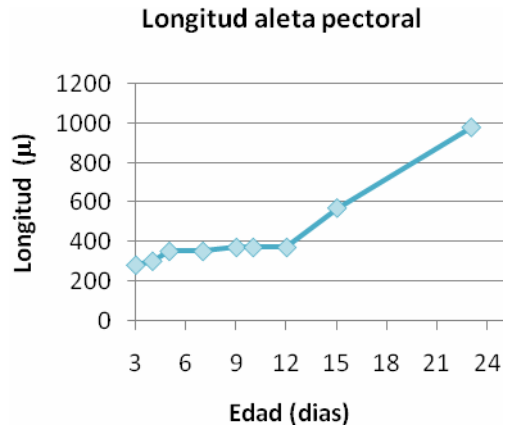
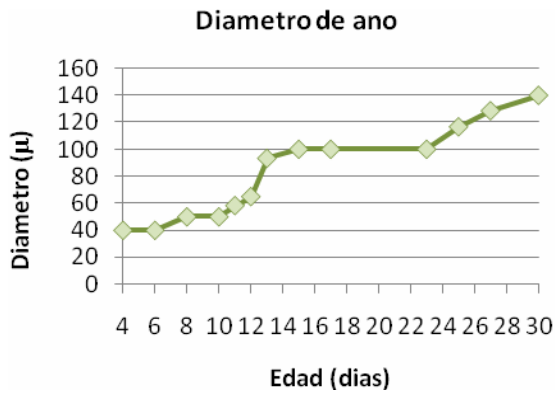
EDAD días	PORCENTAJE %				Fotografía
	Cabeza	Zona abdominal	Cuerpo	Zona caudal	
20	19	19	55	7	
23	19	19	55	7	
25	18	18	55	9	
29	18	18	55	9	
30	18	18	55	7	

Mapa anatómico

Asimismo se hizo un análisis morfométrico de 186 organismos observados a 4x (Tabla 5), los cuales se midieron uno por uno con una regla de 1000 μ , el diámetro de ojo (Doj), diámetro de gota de aceite (DGa), diámetro de saco vitelino (DSv), diámetro de vejiga gaseosa (DVn), diámetro de ano (DA), la longitud de aleta (LAI), longitud de mandíbula inferior (LMI), ancho y alto cabeza (ANC Y LC) (Figura 6). La longitud estándar (Ls). La longitud total (Lt), se midió a 73 organismos con un microscopio de bolsillo (marca PAT[®] – Art. – Nr. 810.01 APLANATISCH) a 8x equipado con una reglilla en intervalos de 0.1mm (Figura 7). Se pesaron los embriones de vida libre y larvas en una balanza analítica (OHAUS, modelo GT 4800, Estados Unidos de América de 0.0001g de precisión).

Tabla 4. Parámetros morfológicos de *Chirostoma jordani* en embriones de vida libre y larvas.





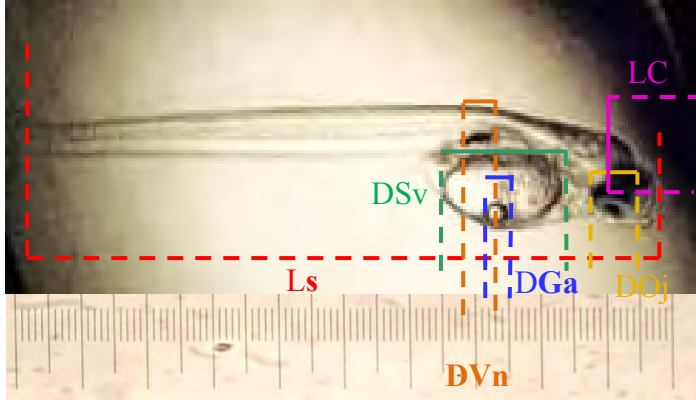


Figura 3. Larva de cero días de vida: Medición a 10x, Ls = longitud estándar, DGa =diámetro gota de aceite, DSv = diametro saco vitelino, DOj = diámetro de ojo, LC = longitud alto cabeza, DVn = diámetro de vejiga gaseosa.

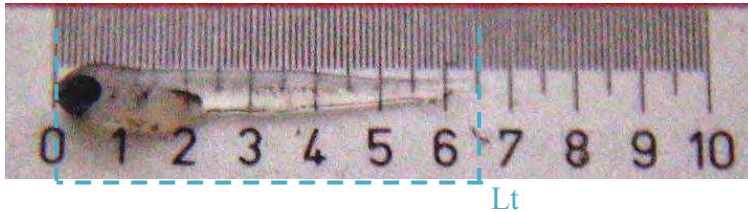


Figura 4. Larva de 15 días de vida: La Longitud total (Lt) se midió con un microscopio de bolsillo a 8x equipado con una reglilla a intervalos de 0.1mm

Se observa un crecimiento lento en las larvas a partir del día 17, a partir de los 25 días de vida tienen un crecimiento constante hasta los 30 días de edad, debido a que entra en la fase juvenil y está totalmente desarrollada la larva (Figura 8).

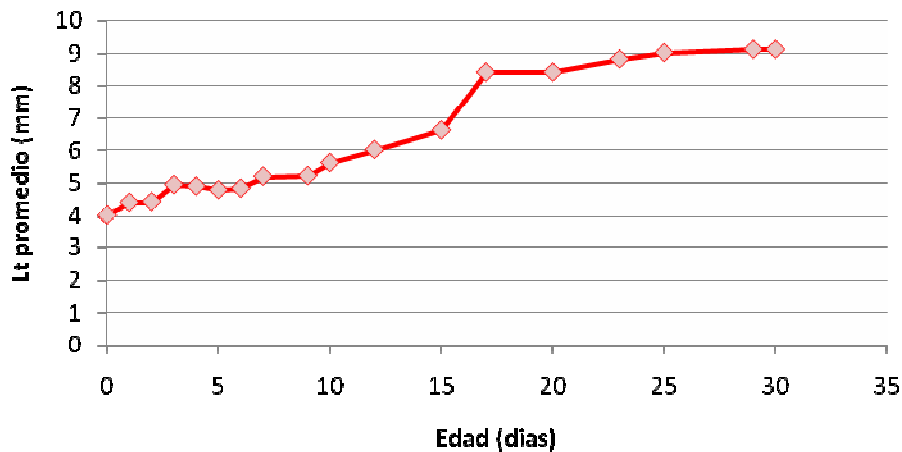


Figura 5. Longitud total promedio (Lt): De embriones de vida libre y larvas de 30 días de edad de Chirostoma jordani.

Se observó una variación del peso conforme al crecimiento poblacional de Chirostoma jordani. El valor elevado durante los 25 días de vida, obedece a la influencia

de datos externos y al método de monitoreo sin remplazo usado para la mota me muestras, reflejando así un caso extraordinario en ese periodo. (Figura 9).

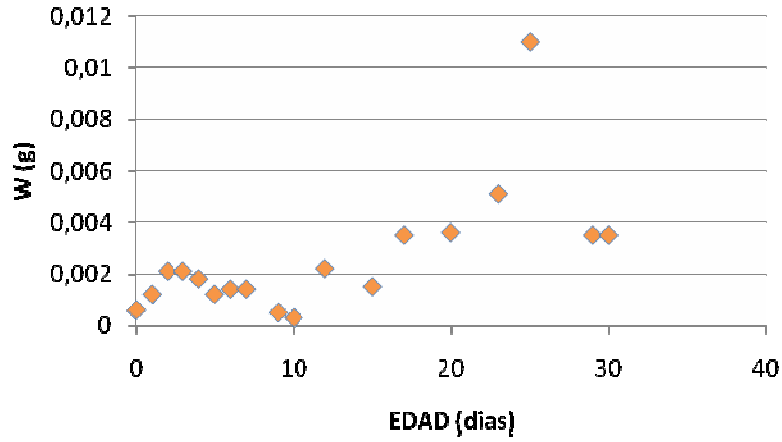


Figura 6. Peso promedio (W): De embriones de vida libre y larvas de 30 días de edad de *Chirostoma jordani*.

Alimentación

La alimentación de las larvas inició una vez terminado su saco vitelino a los tres días de producirse la eclosión, la alimentación exógena se realizó con alimento vivo dividida en cuatro fases, cada una de cinco días de duración (Tabla 6).

Tabla 5. Etapas de alimentación de *Chirostoma jordani* con respectó a su edad.

EDAD (días)	ALIMENTO	FOTOGRAFÍA
0 - 3	Saco vitelino. I. Larva recién eclosionada 10x	
4 - 8	Rotíferos. II. Larva de seis días de vida 10x	
9 - 13	Rotíferos + nauplios de Artemia + micro alga. III. Larva de 11 días de vida 10x	
14 - 30	Alimento inerte. IV. Artificial rotífera micro pelet rotífero larvas y Artificial artemia micro pelet nauplio larvas (marca ΔZOO 35 mL tamaño de partícula respectivamente de 50 a 80 μ, y 120 μ).	

La larva de cuatro días de vida está totalmente lista para la alimentación exógena ya que el ano es funcional al igual que la boca, sin embargo algunos organismos presentan pocas reservas alimenticias del saco vitelino; por otra parte, se observa que la larva de 11 días presenta microalga en su contenido intestinal (Figura 10).



Figura 7. Larva de 11 días de vida: Aumento a 10X, se observa microalga en su contenido intestinal.

DISCUSIÓN

Desarrollo embrionario

Segura (1997) menciona que, una temperatura óptima de incubación para *Chirostoma estor estor* es de 20°C. Por otra parte, Rojas y Barba (2003) mencionan que la temperatura óptima para *Chirostoma estor estor* en condiciones de cautiverio para reproducirse naturalmente es de 22°C. Con respecto al desarrollo embrionario Campos-Mendoza (2000); Martínez-Palacios *et al.*, (2002) sugieren que, el saco vitelino se reabsorbe hacia el tercer día después de la eclosión. En el presente trabajo, *Chirostoma jordani* eclosiona después de siete a ocho días dentro de un intervalo de temperatura de 18°C ± 2.47°C, el saco vitelino se reabsorbió hacia el tercer día después de la eclosión, la supervivencia para el cultivo de larvas a una temperatura de 18°C fue de un 80% a diferencia de la obtenida a 16°C que fue de 50%; siendo este el primer reporte que se proporciona al respecto para el manejo de la especie en cautiverio, ya que fue exitosa se eclosión bajo esta temperatura registrada y no así la registrada para *Chirostoma estor estor*.

El pez blanco *Chirostoma estor* Jordan, produce huevos de forma esférica, con un diámetro entre 1 y 1.1 mm, de color ámbar, translúcidos, con gran cantidad de vitelo y con un espacio perivitelino angosto, es decir, con poco espacio entre el vitelo y la membrana exterior del huevo. Son telolécitos. Presentan una gota de aceite fraccionada en dos y colocada en la parte inferior del espacio vitelino, y un grupo de filamentos externos para adherirse a la vegetación acuática sumergida (Rojas *et al.*, 2000). White *et al.* (1984), refiere la existencia de 9 filamentos coriónicos distribuidos únicamente en el polo vegetal, con proyecciones coriónicas en la base de éstos y sin ramificaciones. Señala que aparentemente no existe ningún patrón en cuanto al número y distribución de estos filamentos pero hasta que exista mayor información disponible a este respecto, será difícil determinar la importancia filogenética de esta variabilidad en número, tamaño y ubicación en los huevos de la familia Atherinopsidae. Campos-Mendoza (2000); Martínez-Palacios *et al.* (2002), señalan que los huevos de *Chirostoma estor estor* presentan un tamaño pequeño (entre 0.9 y 1.2mm de diámetro) y poseen de 6 a 8 hilos adherentes. Nava y Jiménez (2008), en estudios sobre el huevo de *Chirostoma jordani* indican que presenta un promedio de 9 ± 1.89 zarcillos. Considerando las premisas anteriores el huevo fértil de *Chirostoma jordani* es de forma esférica, translúcido, rico en vitelo con relación al tamaño del huevo, con gotas lipídicas internas que se fusionan al momento próximo de la eclosión, presentan en promedio 12 ± 0.1825 zarcillos externos opacos ubicados a 10° aproximadamente del polo vegetal. Lo cual nos sugiere grandes semejanzas entre el género como lo reportan los autores anteriores.

White *et al.*, (1984) refiere que pueden encontrarse numerosas gotas de aceite en el vitelo de la mayoría de las especies de Atheriniformes, al respecto *Chirostoma jordani* presenta también numerosas gotas lipídicas las cuales se acoplan formando una gota de aceite relativamente grande (ocupando un tercio del saco vitelino) al momento próximo de la eclosión. (Véase Tabla 2 - VII)

Con respecto al desarrollo embrionario Rosas (1970), revela que *Chirostoma estor* presenta una segmentación parcial y discoide, siendo por esta razón un huevo meroblástico. En este trabajo se observó que *Chirostoma jordani* también presenta una

segmentación de tipo meroblástica. Ya que el polo vegetativo no se segmenta, afectando ésta sólo al polo animal donde se forman los blastómeros y el blastodisco a partir de la cual se formó el embrión.

Blancas (2002), sugiere, que los niveles de salinidad de 7 g/L, ayudan al proceso de osmoregulación y tranquiliza a los peces de éste género. Asimismo, Tello-Ballinas *et al.* (2004), manifiestan que los huevos de *Chirostoma estor estor* tienen un adecuado desarrollo embriológico a 10‰ sin embargo, la eclosión no es eficiente si la salinidad no se reduce a 5‰ antes de la eclosión, por otro lado se encuentra que a salinidades mayores de 10‰ el ataque de hongos es totalmente inhibido por tanto la mortalidad por éste tipo de parasitosis es nula. En este trabajo; se encontró que los huevos de *Chirostoma jordani* eclosionan con una salinidad del 10‰, y los huevos se mantuvieron libres del ataque de hongos, concordando así con lo establecido para *Chirostoma estor estor*.

Desarrollo larval

La descripción ontogénica concuerda con lo ya reportado en las larvas de *Chirostoma* sp. (De Buen¹, 1940; De Buen², 1940; Barbour, 1973; Rojas y Mares, 1988; Morelos-López *et al.*, 1994). Ya que las larvas descritas en este trabajo son similares para *C. jordani*. En relación a su morfología y talla, puesto que las larvas recién eclosionadas presentaron una longitud total promedio de 4 mm, son transparentes con una fuerte melanización en los ojos, poseen una línea de cromatóforos negros a lo largo del cuerpo cercana al área ventral, el saco vitelino generalmente tiene una ó varias gotas de aceite prominentes y transparentes fusionándose al momento de la eclosión, y sin abertura oral ni anal. Diferenciándose así de otras larvas de agua dulce.

Al respecto Bone *et al.* (1995), describen cinco fases comunes en el desarrollo embrionario y larval en peces teleósteos, coincidiendo con las observaciones realizadas para *Chirostoma jordani* correspondiendo a los estadios: vida libre, preflexión, flexión, postflexión y fase juvenil.

Mapa anatómico

Rojas *et al.* (2000), mencionan que las larvas de *Chirostoma estor* Jordan al momento de la eclosión tienen una talla promedio de 4.1mm de longitud estándar (LS), cuerpo alargado muy transparente, ojos fuertemente pigmentados de negro, con membrana en forma de pliegue rodeando el cuerpo, con saco vitelino de forma elipsoidal, que absorben en 5-8 días a 21° C ± 1. Al respecto la larva de *Chirostoma jordani* al momento de eclosionar tiene una LS promedio de 3.5 mm, lo cual parece ser un factor común en las especies de la familia Atherinopsidae, el hecho de que las larvas recién eclosionadas midan entre 4.5 a 3.5 mm de LS, es de nado libre, los ojos están bien desarrollados y definidos, los lentes ópticos presentan una pigmentación completa, el cuerpo es alargado equivalente a un 60% de la talla total, la cabeza es semi-ovalada equivalente a un 20% de la talla total, reflejando así semejanza con lo reportado por (Rojas *et al.*, 2000).

Rojas *et al.* (2000), indican que la flexión del urostilo o cola se presenta en *Chirostoma estor* Jordan a partir de los 5.2 mm de longitud estándar (LS). La diferenciación de la primera aleta dorsal se presenta a partir de los 10.02 mm LS. Sin

embargo para *Chirostoma jordani* la flexión del urostilo se presenta a partir del día 13 y concluye el día 17 de vida con una LS promedio de 7.8 mm y termina la formación de la aleta caudal, reflejando así que el desarrollo larval en la fase de flexión es diferente a *Chirostoma estor*.

Alimentación

Houde (1974), menciona que “las larvas de la mayoría de los peces marinos, no poseen la capacidad de alimentarse inmediatamente después de su eclosión, sino que dependen del saco vitelino hasta que sus ojos y boca son funcionales. El tiempo desde la eclosión, hasta la pigmentación de los ojos representa presumiblemente el tiempo en el cual las larvas pueden nutrirse sólo de sus reservas vitelinas y no de fuentes exógenas”. En la presente investigación *Chirostoma jordani* comenzó su alimentación exógena al tercer día sin embargo terminó su reserva vitelina al cuarto día después de la eclosión, donde se observó claramente que la abertura anal es funcional al igual que la boca. Así como la presencia de ojos pigmentados incluso antes de la eclosión (Véase Tabla 3 - B5).

Las especies de pescado blanco varían su alimentación a lo largo de su vida, conforme a la disponibilidad de alimento Solórzano-Preciado (1963); Rosas (1970); Blancas *et al.*, (2003) a la temporada (Gámez, 1984 en Paulo-Maya *et al.*, 2000), en estado larvario se alimentan de organismos de las comunidades de pequeños insectos y crustáceos que habitan en las raíces de las plantas flotantes o alrededor de las plantas acuáticas sumergidas (perifiton), así como de animales minúsculos que viven en el fango del fondo cercano a las orillas (bentos litoral), conforme crecen y llegan a juveniles van cambiando su dieta alimentándose preferentemente de larvas y pupas de chironómidos (larva de un mosquito en forma de gusano) y zooplancton como: ostrácodos (microcrustáceos cubiertos por dos valvas), cladóceros (pulga de agua) y copépodos; de adultos se alimentan principalmente de peces (ictiófago incluso de su misma especie) complementado con insectos, crustáceos, y microcrustáceos del perifiton como anfípodos (crustáceos sin caparazón) y decápodos como el acocil Solórzano-Preciado (1963), Rosas (1976), y García de León (1984). Según Moncayo *et al.* (2003), se comportan como consumidores secundarios en tallas juveniles (carnívoros generalizados) consumiendo principalmente microcrustáceos de los grupos de los cladóceros, como la pulga de agua y copépodos, que son pequeños organismos que forman parte del plancton; a medida que crecen hay una sustitución gradual por decápodos y peces hasta llegar al estado adulto donde son considerados consumidores terciarios (ictiófagos); aunque Martínez-Palacios *et al.* (2003), sostienen que son de hábitos filtradores zooplanctófagos basados en el estudio de sus dientes faríngeos y espinas branquiales. En este trabajo *Chirostoma jordani* inicio su alimentación externa con alimento vivo intercalado conforme a su edad (rotíferos, nauplios de artemia y metanauplios de artemia), lo que permitió que hubiese disponibilidad para las larvas que quedaran retrasadas en su desarrollo, así mismo se proporcionó alimento inerte desde los 14 días de edad, el cambio de alimentación fue gradual para ayudar a que los peces aprendan a comer el alimento inerte e incrementen la supervivencia, siendo éste aceptado por las larvas y contribuyendo a su desarrollo. Sin embargo se pudo observar microalga en algunos organismos lo que sugiere que en efecto tienen hábitos filtradores como lo sugieren los autores anteriores (Véase Figura 10).

Para Watanabe y Kiron (1994), el periodo más crítico en la larvicultura de peces es el inicio de la alimentación exógena después de la absorción del saco vitelino, puesto que para las larvas de especies que no tienen un estómago funcional al inicio de la alimentación exógena, el alimento vivo es esencial para el crecimiento óptimo. En contraste, para estas mismas especies el crecimiento y la supervivencia son más bajos cuando en la primera alimentación se ofrecen alimentos artificiales en lugar de rotíferos y *Artemia*. En el presente trabajo se confirmó que las larvas de *Chirostoma jordani* aceptan alimento vivo al inicio de la alimentación exógena permitiendo su desarrollo, y a partir de los 14 días de vida alimento peletizado. Lo cual permite que las larvas crezcan hasta su estadio juvenil. Coincidiendo con lo mencionan los autores anteriores.

Lazo *et al.* (2007), argumentan que el pobre crecimiento y baja supervivencia exhibida por larvas alimentadas con dietas artificiales no son atribuibles a una deficiencia enzimática, sino más bien al no haber proporcionado a la larva una dieta artificial adecuada que cubra todos los requerimientos nutricionales. Nava y Jiménez (2008), sugieren que la combinación de alimento vivo y alimento peletizado suministrado a *Chirostoma jordani* consigue el máximo crecimiento, (el alimento vivo un crecimiento promedio y el alimento peletizado solo, el menor crecimiento). Por otra parte el alimento peletizado tiene un efecto de complemento alimenticio cuando se combina con alimento vivo, lo cual es recomendable para alcanzar la mayor productividad, ya que el alimento peletizado presenta altas tasas de conversión de alimento y proteína, superiores a las del alimento vivo, sin embargo, su menor aceptación no lo convierte en la mejor opción como un alimento único. Asimismo el charal de Xochimilco *Chirostoma jordani* puede consumir nuevos grupos tróficos, esto implica hábitos alimenticios no selectivos, aunque puede mostrar preferencia por alguno en base a sus características de coloración, su movimiento atractivo y sus dimensiones; *Chirostoma jordani* acepta *Artemia franciscana* como grupo trófico. Sin embargo, esta aceptación depende de las dimensiones de la presa: en su etapa de nauplios es bien aceptado, en su etapa adulta, solo las presas más pequeñas son seleccionadas por *Chirostoma jordani*, esto también puede habituarse a consumir alimento peletizado. Para este trabajo las larvas de *Chirostoma jordani* recibieron alimento vivo al inicio de su alimentación exógena (rotíferos) lo cual nos permitió mantener a los organismos en crecimiento. Y posteriormente se les suministró alimento inerte partir de los 14 días de vida y hasta los 30 días estudiados. Manteniendo así una mortalidad casi nula. Lo que sugiere que en efecto la alimentación exógena inicial con alimento vivo e intercalado con alimento inerte fue eficaz para su desarrollo óptimo y cultivo en cautiverio, sin embargo durante su crecimiento se presentan dificultades para proveer los nutrientes de una forma más asimilable, lo cual nos indica que en efecto *Chirostoma jordani* se adapta al consumo del alimento suministrado como lo mencionan los autores anteriores.

CONCLUSIONES

- ✿ Los huevos de *Chirostoma jordani* presenta una segmentación de tipo meroblástica parcial discoidal.
- ✿ A salinidades de 10g/L se obtiene una eclosión y sobrevivencia libre de la infestación por hongos.
- ✿ La eclosión se produce entre siete y ocho días después de la fertilización, con una longitud promedio de 4 mm.
- ✿ *Chirostoma jordani* presenta cinco fases larvales que se clasificaron como: 1) vida libre, 2) preflexión, 3) flexión, 4) postflexión y 5) estadio juvenil. Al igual que *Chirostoma estor estor*.
- ✿ A una temperatura de $18^{\circ}\text{C} \pm 2.47^{\circ}\text{C}$ la larva comienza su alimentación exógena a los cuatro días de vida cuando se abre la boca y el ano.
- ✿ La flexión del notocordio se inició el día 13 concluyendo a los 17 días de vida.
- ✿ El rotífero *Brachionus plicatilis* y el branquiopodo *Artemia sp.* suministrados al momento de alimentar a los organismos en base a su edad, son aceptados por la larva debido a su tamaño de partícula (50 a 80 μ , y 120 μ respectivamente).
- ✿ Las larvas aceptan alimento vivo como rotífero, nauplios de artemia, metanauplios de artemia y alimento inerte, manteniendo su crecimiento.

Conclusiones derivadas de la investigación.

- ✿ Las larvas de *Chirostoma jordani* aceptan y se alimentan de partículas inertes acorde a su abertura de boca.

SUGERENCIAS

Se recomienda contribuir al trabajo sobre los cambios histoquímicos y de enzimas durante la digestión.

Trabajar con cohortes histológicas de las larvas para la identificación de estructuras internas.

Realizar un análisis sobre la dieta proporcionada para evaluar su eficiencia y con ello tener una dieta balanceada para las larvas de *Chirostoma jordani*.

ANEXOS

Anexo I

FORMOL - FOSFATO (formol tamponado) 10%

Reactivo	Cantidad (mL)
Formaldehido (40%)	100
Agua destilada	900
Fosfato de sodio monobásico ($\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$)	4.0 g
Fosfato de sodio bibásico (Na_2HPO_4)	6.5 g

Anexo II

ANESTÉSICO

Benzocaína diluida en alcohol etílico 1.6% durante 20 minutos.

Anexo III

COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA SOLUCIÓN FIJADORA DE DAVIDSON.

Reactivo	Cantidad (mL)
Glicerina	100
Formol	200
Alcohol (96%)	300
Agua filtrada	300
Ácido acético glacial	100

Anexo IV

COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA SOLUCIÓN CONSERVADORA DE DAVIDSON.

Reactivo	Cantidad (mL)
Glicerina	100
Formol	200
Alcohol (96%)	300
Agua filtrada	300

LITERATURA CITADA

Álvarez, J. 1970. Peces Mexicanos (claves). Instituto Nacional de Investigaciones Biológico-Pesqueras, México. DF. Serie de Investigación Pesquera 1: 1-166.

Álvarez del Villar, J. y G. L., Navarro. 1957. Los peces del valle de México. Dirección General de Pesca e Industrias conexas. Secretaría de Marina, México. DF. 62 p.

Arroyo, H. V.; A. F. Garibay, V.; C. Martínez D.; D. R. Rodríguez M.; S. Saldivar H. y G. Contreras R. 1998. Selección alimenticia del Charal (*Chirostoma jordani*) en el embalse La Goleta, Edo. De México, México. Resúmenes de las memorias de la primera reunión nacional sobre pequeños embalses. México. DF. 28 p.

Barbour, C.D. 1973. The systematics and evolution of the genus *Chirostoma* Swanson (Pisces, Atherinidae). *Tulane Studies of Zoology and Botany* 18 (3): 97-141

Barriga-Sosa, I. D. L. A. 2003. La importancia de los estudios de genética molecular en el genero *Chirostoma*. Laboratorio de Genética. Planta Experimental de Producción Acuícola Departamento de Hidrobiología. División de CBS. UAM-I. 5 p.

Bone, Q., Marshall N. B., and Blaxter J. H. S. 1995. Biology of Fishes. Blackie Academic & Professional. 2nd edition. London. 332 p.

Blancas, A. G. A. 2002. Efecto de los ciclos estacionales artificialmente comprimidos (temperatura y fotoperiodo), en el desarrollo gonádico del pez blanco (*Chirostoma humboldtianum* Valenciennes, 1835) (Pises: Atherinopsidae), Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, México, 85 p.

Blancas, A. G., Figueroa, F. L., Barriga, S. I. y Arredondo, F. J. L. 2003. Primeras experiencias sobre el manejo de reproductores de Pez Blanco (*Chirostoma humboldtianum* Valenciennes, 1835) bajo condiciones controladas. II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. CIVA 2003. Universidad Zaragoza España. Pp. 30-42.

Blancas, A. G., Figueroa, F. L., Barriga, S. I. y Arredondo, F. J. L. 2004. Effects of an artificial photothermal cycle on the reproduction of the shortfin silverside, *Chirostoma humboldtianum*, Valenciennes, 1835 (Pisces: Atherinopsidae). *Aquaculture* 241: 575-585.

Blancas, A. G. A. 2007. Desarrollo ovárico y niveles hormonales de 17β Estradiol y 17α Hidroxiprogesterona en hembras de 1ª maduración, *Chirostoma humboldtianum* (Pisces: Atherinopsidae), Tesis Doctoral en Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma Metropolitana- Iztapalapa, México, 170 p.

Campos-Mendoza, A. 2000. Comparación del crecimiento de tres especies del genero *Chirostoma* (Pises: Atherinidae), en cultivo experimental dentro de sistemas parciales de recirculación de agua. Tesis Maestría (Biología), Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México, 70 p.

Castro-Aguirre, J. J. y Espinosa, P. H. 2006. The fishes of the family Atherinopsidae (Teleostei: Atheriniformes) from Mexican iso and hypersaline coastal lagoons. *Hydrobiológica* 16 (1): 89-101.

Chavarría-Guillén, M. P. 2000. Efecto de la temperatura sobre el desarrollo embrionario del Pez Blanco *Chirostoma estor estor* Jordan 1897 (Pisces: Atherinidae), del lago de Pátzcuaro. Michoacán, México. Tesis Licenciatura, (Biología), Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México, 59 p.

Cházaro, O. S., Navarrete, S. N. y Sánchez, M. R. 1989. Reproducción y crecimiento del charal *Chirostoma jordani* (Woolman) del embalse Trinidad Fabela, Estado de México. *Revista de Zoología, ENEPI* 1(1): 10-18.

Comas-Morte, J. 2001. Tolerance of *Chirostoma estor estor* (Family Atherinidae) larvae to saline environments. Masc. Thesis, Institute of Aquaculture, University of Stirling, 61 p.

De Buen, F. 1940¹. Huevos, crías y jóvenes de *Chirostoma* del lago de Pátzcuaro. Estación limnológica de Pátzcuaro, 3: 15.

De Buen, F. 1940². Pescado blanco *chacuami* y *charari* del lago de Pátzcuaro. Estación limnológica de Pátzcuaro, 1: 24.

Dyer, B. S., y B. Chernoff. 1996. Phylogenetic relationships among atheriniform fishes (Teleostei: Atherinomorpha). *Zoological Journal of the Linnean society* 117: 1-69.

Echelle, A. A. y A. F. Echelle, 1984. Evolutionary Genetics of a species flock: Atherinid Fishes on the Mesa Central of México In: Echelle, A. & I. Kornfield (Eds.) *Evolution of fish species flocks*. University at Oronto Press. Oronto, Maine, Pp. 93-111.

Espinosa, P. H., M. P. Gaspar y P. Fuentes. 1993. Listados faunísticos de México. III. Los peces dulceacuícolas mexicanos. Universidad Nacional Autónoma de México. México. DF. 99 p.

García De León, F. J. 1984. Ecología pesquera, alimentación y ciclo gonádico de *Chirostoma estor* Jordan y *Micropterus salmoides* Lacépède en el lago de Pátzcuaro, Michoacán", México, Tesis de Biología, UANL. 172 p.

Hernández, O. F. 1993. Evaluación de algunos aspectos de alimentación y reproducción del charal *Chirostoma jordani* (Woolman) en el embalse Macua, Estado de México. Tesis de Licenciatura, E.N.E.P. Iztacala. México, 37 p.

Hernández-Rubio, M.C., Figueroa-Lucero, G., I. de los A. Barriga-Sosa, Arredondo-Figueroa, J.L., Castro-Barrera, T. 2006. Early development of the shortfin silverside *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes, 1835) (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Aquaculture*. 261: 1440-1446.

Houde, E. D. 1974. Effects of temperature and delayed feeding on growth and survival of larvae of three species of subtropical marine fishes. *Mar. Biol.* 26: 271-285.

INEGI. 2007. Cuaderno Estadístico Delegacional. Xochimilco, D.F. México, D.F. Edición 2007.

Ingle de la Mora, G.; Villareal-Delgado, E. I.; Arredondo-Figueroa, J. L.; Ponce-Palafox, J. T.; Barriga-Sosa, I. D. L. A. 2003. Evaluación de algunos parámetros de la calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. *Hidrobiológica* 13(4): 247-253.

Jones, A., y Houde, E. D. 1986. Mass rearing of fish fry for aquaculture. In: Bilio, M. Rosenthal, H. y C. F., Sindermann (Eds.). *Realism in Aquaculture: achievements, constraints and perspectives*. European Aquaculture society, Bredene. Pp. 351-373.

Lazo, J. P., Mendonza, R., Holt, G. J., Aguilera, C., Arnold, C. R. 2007. Characterization of digestive enzymes during larval development of red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Aquaculture*. 265: 194-205.

Luz, R.K.; Reynalte-Tataje, D.A.; Ferreira, A.A.; Zaniboni-Filho, E. 2001. Desenvolvimento embrionário e estágios larvais do mandíamarelo *Pimelodus maculatus*. *Boletim do Instituto de Pesca* 27(1): 49-51.

Martínez-Palacios, C. A.; Ríos-Durán, M. G.; Campos-Mendoza, A.; Toledo-Cuevas, M.; Ross, L. G. 2002. Avances en el cultivo del pescado blanco de Pátzcuaro *Chirostoma estor estor*. In: Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M. G., Simoes, N. (Eds.). *Avances en Nutrición Acuícola VI*. Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Cancún, Quintana Roo, México. Pp. 338-341.

Martínez-Palacios, C.A.; Ríos, Ma. G. D., A. Campos, M., E. M. Toledo C., Aguilar V., Ma. Del C., Ross L. D. 2003. Desarrollo tecnológico alcanzado en el cultivo de pez blanco de Pátzcuaro, En: Historia y avances del cultivo de pescado blanco, Instituto Nacional de la Pesca, México. Pp. 169-190.

Moncayo, Ma. E., y Hernández S. 1978. Aspectos ecológicos y pesqueros del embalse Requena Estado Hidalgo, México. Memorias del II Congreso Nacional Zoología. Sociedad Nacional de Zoología A.C. Monterrey, Nuevo León. 1:105-116.

Moncayo, E. R. , C. Escalera G Y V. Segura G. 2003. Los pescados blancos del lago de Chapala. Características generales, En: Historia y avances del cultivo de pescado blanco, Instituto Nacional de la Pesca. Pp. 51-77.

Morelos-López, M. G., V. Segura-García, A. Chacón-Torres. 1994. Desarrollo embrionario del pez blanco de Pátzcuaro *Chirostoma estor* Jordan 1973 (Pisces: Atherinidae). *Zoología Informa* 27(8): 22-46.

Nakatani, K.; Cavicchioli, M.; Baumgartner, G.; Bialecki, A.; Agostinho, A. A.; Sanches, P. V. 2001. Ovos e Larvas de Peixe de Água Doce: Desenvolvimento e Manual de Identificação (submetido). Maringá: Editora da Universidade Estadual de Maringá 378 p.

Nava, V. J. L., Jiménez, G. C. P. y Blancas, A. G. A. 2003. Bases biológicas para el cultivo del charal (*Chirostoma jordani* Woolman) del lago de Xochimilco. Primera Reunión Nacional de Atherinópsidos. U.A.M.-I., I.N.P., S.I.M.A.C., E.N.C.B-IPN, PExPA. Resúmenes. México, DF. 34 p.

Nava, V. J. L., y Jiménez, G. C. P. 2008. Efecto de tres diferentes dietas, sobre bioindicadores de producción (crecimiento), en la alimentación en cautiverio del charal *Chirostoma jordani* (Woolman 1894). Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, México DF. 60 p.

Neumann, C. J. 2002. Vertebrate development: a view from the zebrafish. *Cell & Developmental Biology* 13(6): 469.

Olvera, B. Y. M. 2004. Aspectos poblacionales de *Chirostoma jordani* (Woolman) (Pisces: Atherinidae), en el sistema lacustre de Xochimilco. Tesis de Maestría, Universidad Nacional Autónoma de México, México. DF. 115 p.

Orbe-Mendoza, A. A.; Acevedo-García, J. & Lyons, J. 2002. Lake Pátzcuaro fishery management plan. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 12: 207-217.

Oseguera, L. 1990. Caracterización morfológica de estadios embrionarios y juveniles de *Chirostoma grandocule* (Steindachner 1896) y verificación del híbrido con *Chirostoma attenuatum* (Meek 1902) del lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. Tesis Profesional (Biología), Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán. 65 p.

Paulo-Maya, J., Figueroa, L. G. y Soria, B. M. 2000. Peces dulceacuícolas mexicanos XIX *Chirostoma humboldtianum* (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Zoología informa. ENCB-IPN.* (3): 59-74.

Portilla-De Buen, J. 1984. Descripción histológica del aparato digestivo del charal (*Chirostoma jordani*,) pises, Acanthopterygii, Atherinidae). Tesis de Licenciatura, UNAM, México DF. 44 p.

Reynalte-Tataje D.; Zaniboni-Filho E. y Muelbert B. 2001. Stage of the embryonic development of the piavuçu *Leporinus macrocephalus*. *Acta Scientarium* 23(4): 7-823.

Rojas, C. P. M., I. G. Mares B., J. J. Morales, P., S. Sabanero, M., N. Hernández, Z., G. León M. Y F. León J. 2000. Desarrollo y crecimiento de larvas de pescado blanco *Chirostoma estor* Jordan. Informe Final de investigación, Proyecto CONACYT-Instituto Nacional de la Pesca, No. Ref. 1185P-B9507.

Rojas, C. P. M. Y J. F. Barba T. 2003. Temperatura óptima de incubación de pescado blanco (*Chirostoma estor*) del lago de Pátzcuaro, Michoacán. México. *INPESCA*, (1): 67-71.

Rojas, P. y Mares G. 1988. Cultivo de pescado blanco (*Chirostoma estor*). Instituto Nacional de la Pesca. Centro Regional de Investigación Pesquera. Informe de labores. Pátzcuaro, Michoacán. 98 p.

Rosas, M. 1970. Pescado blanco (*Chirostoma estor*), su fomento y cultivo en México. Instituto Nacional de Investigaciones Biológico Pesqueras, Comisión Nacional Consultiva de Pesca. México. 279 p.

Rosas, M. M. 1976. Datos biológicos de la ictiofauna del lago de Pátzcuaro con especial énfasis en la alimentación de sus especies. Mem. Simp. Pesq. Ag Cont.. Tuxtla Gutierrez, Chis. Pp. 299-366.

Rosas-Monge, C. 1994. Cultivo experimental de crías de pez blanco. Tesis Profesional. [Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo](#), Michoacán, México. 169 p.

Sánchez, P. S. 1992. Biología reproductiva del charal blanco *Chirostoma grandocule* (Steindachner, 1894-Pises: Atherinidae), del lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. Tesis de Licenciatura Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Michoacán, México. 62 p.

Sánchez-Rubio, R. R. 2008. Estudio del potencial reproductivo del charal *Chirostoma jordani* (Woolman 1894), mediante la evaluación del líquido seminal y descripción morfológica del espermatozoide, en condiciones de cautiverio. Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, México DF. 57 p.

Sasso, Y. L.; Gutiérrez, M. R. y Casas, S. S. 1997. Estudio de factibilidad técnica, económica y financiera para el cultivo del Pescado Blanco en Jalisco, SEMARNAP. Subsecretaría de Pesca. Dirección General de Acuicultura. Acuagranjas. Consultores en Acuicultura S. A. de C.V. México. 223 p.

Segner, H.; Storch, V.; Reinecke M.; Kloas W. y Hanke W., 1994. The development of functional digestive and metabolic organs in turbot, *Scophthalmus maximus*. Mar. *Biología*. 119: 471-486.

Segura, G. V. 1997. Ecología reproductiva del pez blanco *Chirostoma estor estor* Jordan (Piscis: Atherinidae) del lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. Tesis de Maestría en Ciencias, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas-IPN 114 p.

Solórzano-Preciado, A. 1963. Algunos aspectos biológicos del pescado blanco del Lago de Pátzcuaro, Michoacán Instituto Nacional de Investigaciones Biológico-Pesqueras. Secretaría de Industria y Comercio. 15 p.

Tello-Ballinas, J. A.; Toledo-Cuevas M; y Martínez-Palacios C. A; Comas-Morte J.; Ross L. G. 2004. The effects of saline environments on survival and growth of eggs and larvae of *Chirostoma estor estor* Jordan 1880 (Pisces: Atherinidae). *Aquaculture* 238: 509-522.

Watanabe, T., y V., Kiron. 1994. Prospects in larval fish dietetics. Review. *Aquaculture*. 124(1): 223-251.

White, B. N., Lavenberg, G. E. McGowen, 1984. Atheriniformes: Development and relationships. In: Moser, H. G., W. J. Richards, D. M. Cohen, M. P. Faray, A. W. Kendall Jr., S. L. Richardson (eds.), 1894 Ontogeny and systematic of fishes. Amer. Soc. Ichthyol. Herpet. Special Publ. (1): 355-362.

Páginas web citadas

<http://smn.cna.gob.mx/> Servicio Meteorológico Nacional. 2007

Erreur ! Référence de lien hypertexte non valide. Google maps. 2008