

AVANCES EN EL CULTIVO DE PESCADO BLANCO

Instituto Nacional de Pesca

M. en C. Raúl Adán Romo Trujillo
Director General

Dr. Marco Linné Unzueta Bustamante
Director General Adjunto de Investigación en Acuacultura

Biól. Luis Francisco Javier Beléndez Moreno
Director General Adjunto de Investigación Pesquera en el Atlántico

Dr. Manuel Otilio Nevárez Martínez
Director General Adjunto de Investigación Pesquera en el Pacífico

AVANCES EN EL CULTIVO DE PESCADO BLANCO

PATRICIA MARGARITA ROJAS CARRILLO

Revisión editorial: Ma. Teresa Gaspar Dillanes, Leticia Huidobro Campos,
Elaine Espino Barr
Corrección de estilo: Lurdes Asiain Córdoba
Diagramación: Olivia Hidalgo Martín
Diseño de Portada: Éctor Sandoval
Fotografías de portada: Patricia M. Rojas Carrillo y Sergio Rubel.

Se agradece al Dr. Steven M. Norris la gestión para la obtención de la licencia
para el uso de las ilustraciones de pescado blanco, y al Dr. Juan Jacobo
Schmitter-Soto por su amable sugerencia.

La reproducción parcial o total de esta publicación, ya sea mediante fotocopias o
cualquier otro medio, requiere la autorización por escrito del representante legal del
Instituto Nacional de Pesca.

Primera edición, 2013

D.R. © 2013, Instituto Nacional de Pesca
Pitágoras núm. 1320, Col. Santa Cruz Atoyac,
C.P. 03310, Delegación Benito Juárez, México, D.F.
<http://www.inapesca.gob.mx>

ISBN: 978-607-8274-07-9

Impreso y hecho en México
Printed and made in Mexico

Contenido

I.	Generalidades	7
II.	Biología	9
	<i>Morfología y distribución</i>	9
	<i>Especies en riesgo</i>	11
	<i>Hábitat</i>	12
	<i>Ciclo de vida</i>	13
	<i>Reproducción</i>	14
	<i>Edad de primera madurez</i>	15
	<i>Talla mínima de madurez</i>	15
	<i>Fecundidad</i>	16
	<i>Crecimiento y longevidad</i>	17
	<i>Relación longitud-peso</i>	19
	<i>Tallas y pesos promedio</i>	20
	<i>Hábitos alimenticios</i>	21
III.	Antecedentes de la actividad acuícola de las especies de pescado blanco	23
IV.	Biotechnología	25
	<i>Características de la zona de cultivo</i>	25
	<i>Sistema de cultivo</i>	26
	<i>Reproducción</i>	27
	<i>Talla de primera madurez en cautiverio</i>	27
	<i>Desove manual y fertilización in vitro</i>	29
	<i>Control de la maduración con fotoperiodo</i>	32
	<i>Recolecta de huevos</i>	35
	<i>Separación de huevos</i>	36
	<i>Conteo de huevos</i>	37
	<i>Incubación</i>	37
	<i>Eclosión</i>	41
	<i>Desarrollo y crecimiento de larvas</i>	43

<i>Alimentación y destete</i>	45
<i>Juveniles</i>	47
<i>Reproductores</i>	48
<i>Requerimientos nutricionales</i>	49
<i>Condiciones del cultivo</i>	49
<i>Manejo</i>	52
<i>Crecimiento de <i>Chirostoma humboldtianum</i> en laboratorio.</i>	52
<i>Crecimiento de crías en estanques rústicos</i>	53
V. Sanidad y manejo	55
<i>Estrés</i>	56
<i>Enfermedad de las burbujas</i>	56
VI. Insumos del cultivo	59
<i>Reproductores</i>	59
<i>Juveniles</i>	59
<i>Alimento vivo</i>	59
<i>Otros alimentos</i>	60
<i>Otros insumos</i>	60
VII. Estadísticas de producción.	61
<i>Mercado</i>	63
VIII. Directrices para la actividad.	65
IX. Investigación y biotecnología.	67
X. Normatividad	69
XI. Literatura citada	71

I. Generalidades

Pescado blanco es el nombre común que se aplica a un grupo de especies nativas de peces de agua dulce que pertenecen a la familia Atherinopsidae (Dyer y Chernoff 1996), que se distribuyen de forma natural en la región central de México y que alcanzan tallas mayores a los 20 cm de longitud total (LT). En la mencionada familia, además de los pescados blancos se cuenta a los conocidos charales, que son de tallas menores. Recientemente, el pescado blanco y los charales han sido reubicados en el género *Menidia* (Miller *et al.* 2005), con el que compartirían un ancestro común (Echelle y Echelle 1984), aunque todavía permanezca la costumbre de ubicarlos dentro del género *Chirostoma* (Espinosa *et al.* 1993, Scharpf 2007).

La posición taxonómica de las especies de pescado blanco es la siguiente:

Serie	Atherinomorpha
Orden	Atheriniformes
Familia	Atherinopsidae
Género	<i>Chirostoma</i> = <i>Menidia</i>
Especie	<i>Chirostoma estor</i> (= <i>Menidia estor</i>) (Jordan 1880) <i>Chirostoma humboldtianum</i> (= <i>M. humboldtiana</i>) (Valenciennes 1835)
Subespecie	<i>Chirostoma estor estor</i> (= <i>Menidia estor estor</i>) <i>C. estor copandaro</i> (= <i>M. estor copandaro</i>)

Pescados blancos y charales forman un grupo de 19 especies relacionadas. De acuerdo con Echelle y Echelle (1984), éstas se originaron a partir de un ancestro común parecido a *Menidia*; Barbour (1973), por su parte, habla

de un origen a partir de dos ancestros que condujeron a la formación de dos grupos de especies, el *Arge* y el *Jordani*, correspondiendo el pescado blanco a este último. En todo caso, el o los ancestros eran especies marinas que quedaron aisladas por la formación de cadenas montañosas y cuencas cerradas dada la actividad tectónica que sufrió el territorio en épocas geológicas pasadas. Este aislamiento dio lugar a las especies que hoy conocemos. La mayoría de ellas quedó distribuida en la Mesa Central de México; sólo *Chirostoma humboldtianum* y *Chirostoma jordani* (Woolman 1894) lo hicieron más ampliamente en el territorio nacional (Echelle y Echelle 1984, Miller *et al.* 2005). Dado que estas especies se originaron en nuestro país, se les considera nativas de México; y son endémicas por que se les encuentra en ciertos cuerpos de agua dulce del país.

Las especies de pescado blanco y charales han sido la base de importantes pesquerías artesanales en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, y en el Lago de Chapala, Jalisco, principalmente. El pescado blanco siempre ha sido una especie de alta demanda en el mercado, más allá de lo que su producción pesquera puede cubrir. Su precio en el mercado lo sitúa entre las especies más caras de agua dulce. En la actualidad, la contaminación, la eutroficación, el azolvamiento de estos cuerpos de agua y la sobreexplotación pesquera han conducido a una seria reducción de su producción. El cultivo de estas especies juega aquí un papel importante para su conservación y el aumento de la producción.

La investigación para la generación de la tecnología para el cultivo de pescado blanco ha tenido altibajos desde su comienzo formal en la década de los sesenta (Rojas-Carrillo 2003). La especie más estudiada ha sido el pescado blanco de Pátzcuaro, *Chirostoma estor*; sin embargo, *C. humboldtianum* ha recibido también mucha atención en la última década y también *C. promelas*, aunque en menor proporción. En general, la práctica del cultivo de estas especies controla la reproducción y la producción de larvas y crías. Aun y cuando se ha cerrado el ciclo en laboratorio, sigue habiendo vacíos, por ejemplo, no hay un alimento específico para juveniles y adultos. Dos factores limitantes importantes se presentan en estas especies: su baja tasa de crecimiento y que la madurez sexual se alcanza a tallas menores que las comerciales. Se cultivan en forma experimental en sistemas semiintensivos e intensivos; la etapa larvaria aún con tasas de mortalidad altas. Hace falta investigación con ensayos piloto sobre la rentabilidad del cultivo.

II. Biología

Morfología y distribución

Los pescados blancos tienen cuerpo delgado y comprimido, con una banda lateral plateada, boca y dientes pequeños y esencialmente sin línea lateral (Miller *et al.* 2005). En la *figura 1* se muestra un esquema de pescado blanco en el que se observa la forma del cuerpo, las aletas y las características morfométricas de longitud del cuerpo.

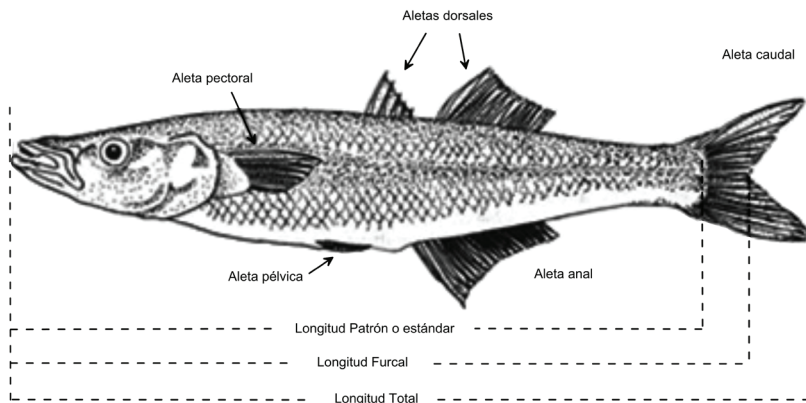


FIG. 1. Esquema de la morfología de pescado blanco. Dibujo tomado y modificado de Rosas [1976], por José Luis Falcón Rodríguez.

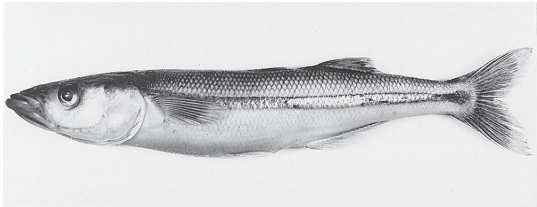
Los aterinópsidos “son peces de forma comprimida, alargados, gráciles, por lo general con una banda lateral de color plata o gris y, aun, pardo oscuro”;

...tienen dos aletas dorsales bien separadas, la primera compuesta por espinas muy flexibles y la segunda por radios. En la aleta anal, además de radios, tienen una sola

espina, también flexible. Las escamas son, por lo general, cicloideas y los poros de la línea lateral no son visibles al exterior. Su boca es terminal y casi siempre bastante protráctil. Las aletas pélvicas se encuentran en posición abdominal y las pectorales se insertan sobre la línea media del cuerpo. Sus ojos son relativamente grandes en relación con el tamaño de la cabeza (Castro-Aguirre y Espinosa-Pérez 2006).

En la *tabla 1* se anotan las especies de pescado blanco, su nombre científico y común, la talla máxima conocida y su distribución natural.

TABLA 1
Las especies de pescado blanco de México

Nombre científico, nombre común y talla máxima conocida	Distribución
<i>Chirostoma estor</i> (=<i>Menidia estor</i>) Pescado blanco 40 cm LP Ejemplar de la foto 25.9 cm de longitud patrón (LP).	Vertiente del Pacífico, Lago de Chapala (no capturado allí desde 1901); interior, lagos de Pátzcuaro y Zirahuén, Jal.-Mich. (Miller et al. 2005).  Fotografía de C.D. Barbour en Miller et al. (2005).
<i>Chirostoma humboldtianum</i> (=<i>Menidia humboldtiana</i>) Pescado blanco, charal de Xochimilco 25 cm LP Ejemplar de la foto 10.3 cm LP	Alta dispersión: Vertiente del Pacífico, en la cuenca del río Lerma, incluyendo la laguna de Zacapu y la laguna de Santa María, tributaria del Río Grande Santiago, 43 km al sur de Tepic, Nay. (donde aparentemente está extirpada); interior, lagos en el valle de México (extirpada); laguna endorreica de Juanacatlán, cerca de 16 km al este y 160 km al norte de Barra de Navidad, Jal., y laguna de San Pedro Lagunillas, al oeste de Compostela, Nay. (Miller et al. 2005).  Fotografía de C.D. Barbour en Miller et al. (2005)

Chirostoma promelas
(=*Menidia promelas*)
Pescado blanco, charal boca
negra o pico prieto
170 mm LP

Ejemplar de la foto 15 cm LP.

Vertiente del Pacífico, Lago de Chapala y río Grande de Santiago,
arriba del Salto de Juanacatlán, Jal.-Mich. [Miller et al. 2005].



Fotografía de C.D. Barbour en Miller et al. [2005].

Chirostoma sphyraena
(=*Menidia sphyraena*)
Pescado blanco, charal
barracuda
23.5 cm LP

Ejemplar de la foto 20.5 cm LP
[Barbour 1973].

Vertiente del Pacífico, lago de Chapala y río Grande de Santiago,
arriba del Salto de Juanacatlán, Jal.-Mich. [Miller et al. 2005].

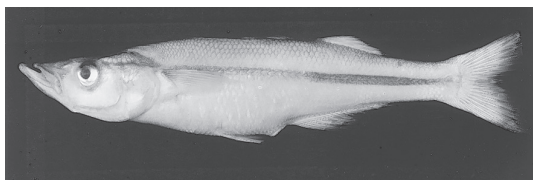


Fotografía de C.D. Barbour en Miller et al. [2005].

Chirostoma lucius
(=*Menidia lucius*)
Pescado blanco, charal
de la laguna.
Más de 30.5 cm LP

Ejemplar de la foto 22.8 cm LP.

Vertiente del Pacífico, Lago de Chapala y río Grande de Santiago,
arriba del Salto de Juanacatlán, Jal.-Mich. [Miller et al. 2005].



Fotografía de C.D. Barbour en Miller et al. [2005].

Especies en riesgo

De todas las especies de pescado blanco consideradas, *Chirostoma promelas* se encuentra considerada como en peligro de extinción en la NOM-059-ECOL-2010 (DOF 2010).

Hábitat

Los aterinópsidos de agua dulce habitan la zona superficial iluminada de lagos y ríos (epilímnion) y se agrupan en cardúmenes muy notorios (Castro-Aguirre y Espinosa-Pérez 2006).

Si bien el hábitat de las especies de pescado blanco ha sido modificado y alterado por acciones antropogénicas, se puede decir que los peces blancos son especies neárticas, de aguas lénticas (ecosistemas acuáticos continentales de aguas superficiales que no corren, como lagos, pantanos, embalses) templadas, ubicadas en altitudes cercanas a 2 035 msnm, claras o medio turbias con poca vegetación, con fondos arenosos o de grava, las orillas con oleajes ligeros y vegetación sumergida; crece en temperaturas entre 14 °C y 24 °C con preferencia por aguas templadas de 18 °C; pH alcalino, de 8.1 a 8.3, concentración de oxígeno mayor de 6.1 ppm y transparencia de 30 cm a 40 cm (SEPESCA 1994, DOF 2012). La localidad tipo de *C. estor* es el Lago de Pátzcuaro (Fig. 2).



FIG. 2. Lago de Pátzcuaro, Michoacán, localidad tipo de *Chirostoma estor estor*.

Para el desove prefiere sitios en la ribera con aguas claras y de poco oleaje, con profundidades de 25 cm a 130 cm con declives suaves y con presencia de vegetación acuática sobre la cual fijar sus huevecillos (DOF 2012).

De acuerdo con Paulo-Maya *et al.* (2000), *C. humboldtianum* tiene preferencia por la zona limnética en aguas superficiales; se encuentra en cuerpos de agua del Alto Lerma entre 2 170 msnm y 2 552 msnm en temperaturas entre 19 °C y 25 °C; oxígeno disuelto entre 6.7 mg·l⁻¹ y 7.5 mg·l⁻¹ y pH de 7.5 a 8.2; sólidos suspendidos de 0 UFT a 360 UFT; sulfatos de 14 mg·l⁻¹ a 26 mg·l⁻¹; nitratos entre 0 mg·l⁻¹ y 4.4 mg·l⁻¹; fosfatos de 1.1 mg·l⁻¹ a 1.58 mg·l⁻¹ (Chávez-Toledo 1987, Díaz-Pardo y Chávez-Toledo 1987); por otra parte, en el Bajo Lerma, como en la Laguna de Zacapu, la especie vive en aguas de entre 6 °C y 18 °C, oxígeno disuelto de 2.2 mg·l⁻¹ a 8.6 mg·l⁻¹ y pH entre 7 y 8 (Medina 1993).

Ciclo de vida

El ciclo de vida del pescado blanco de Pátzcuaro se inicia con la reproducción, seguida del desove, la fecundación y el nacimiento de las larvas, su crecimiento y la metamorfosis hasta cría o juvenil y su maduración hasta adulto y reproductor. El ciclo de vida abarca al menos dos años hasta que es reproductor (Fig. 3).

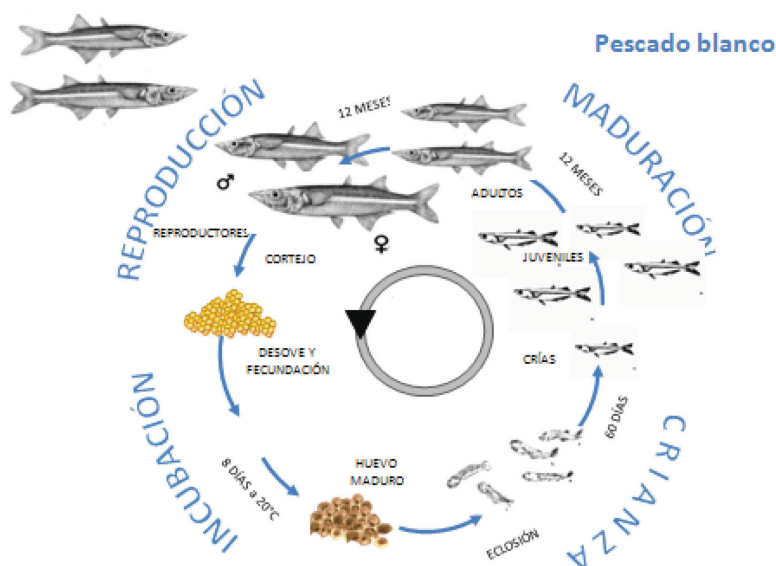


FIG. 3. Ciclo de vida del pescado blanco.

Reproducción

Los parámetros importantes para la reproducción son fecundidad (indirectamente crecimiento), longevidad (número de desoves potenciales) y edad a la primera madurez (Ricker 1975).

Las especies de pescado blanco son ovíparas, es decir, nacen de huevo que depositan las hembras en el exterior, en donde son fecundados por los machos. Los huevos son esféricos, de alrededor de 1 mm de diámetro, de color ámbar translúcido con varias gotas de aceite (de una a tres). Poseen una serie de filamentos empacados a su alrededor, que se desenredan al entrar en contacto con el agua. Los huevos de *C. estor* llegan a tener de seis a nueve filamentos adherentes (SEPESCA 1994). Ramírez-Sevilla (2006) describe que para *C. humboldtianum*, los huevos presentan de uno a cuatro filamentos con una longitud que puede ser de hasta 4 cm, implantados en posición opuesta al micrópilo; después de la inseminación, el huevo alcanza un diámetro de 1.1 mm a 1.26 mm y los glóbulos de aceite se fusionan para formar uno solo. El diámetro del glóbulo de aceite es de entre 300 y 400 micras (Fig. 4).

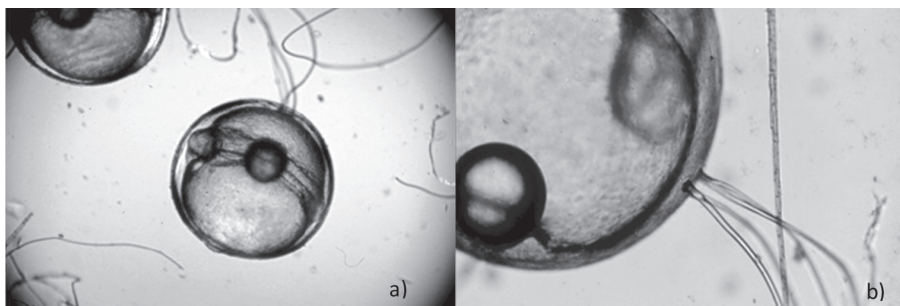


FIG. 4. a) Huevos de pescado blanco, b) Detalle de inserción de los filamentos. Fotografías: Alejandro Martínez, Microcine, Facultad de Ciencias. UNAM.

El pescado blanco no posee hábitos de nidificación ni de cuidados parentales (Rosas 1981). La primera madurez se presenta entre el año y 1.3 años de edad, cuando empieza a presentar desoves parciales, es decir, no desova todos los huevos que contiene la gónada, ya que éstos maduran diferencialmente por paquetes, de tal forma que en una época de desove puede realizar varias puestas, y por esa razón se le denomina sincrónica por grupos (Blancas *et al.* 2008) a su reproducción. La proporción sexual para la

reproducción es de dos a tres machos por una hembra (Rosas 1981). No presentan dimorfismo sexual que diferencie a los machos de las hembras, pero en el momento en el que están maduros sexualmente, una ligera presión en la región abdominal en dirección antero-posterior producirá una gota de semen blanca en el poro genital de los machos y, en las hembras, óvulos color ámbar.

El ciclo de maduración gonádica de *C. estor* abarca de diciembre a julio con picos en marzo y junio (Peralta 1991). Moncayo *et al.* (2003) señalan que la época de desove de *C. promelas* en Chapala, va de noviembre a febrero con un máximo en diciembre.

Edad de primera madurez

La edad de primera madurez define el momento en que el pez se convierte en adulto. La edad de primera madurez para *C. estor* silvestre es de 1.3 años de acuerdo con Alaye (2006); para el caso del charal de Xochimilco, *C. humboldtianum* se presenta un poco antes, entre nueve meses (Figueroa *et al.* 2003) y un año de vida (Blancas *et al.* 2008). Los datos para *C. humboldtianum* corresponden a condiciones de laboratorio.

Talla mínima de madurez

Pérez y García de León (1985) encuentran que la talla mínima de madurez en organismos silvestres de *C. estor* fue de 10.8 cm para machos y 14.9 cm para hembras; Peralta (1991) señala la talla mínima de madurez para hembras silvestres para *C. estor copandaro* en el Lago de Pátzcuaro de 12.3 cm de longitud patrón (LP).

Es notorio que para *C. humboldtianum*, las tallas mínimas de madurez son menores que para *C. estor*. Flores (1985) menciona que la talla mínima de madurez en organismos del embalse Huapango, Estado de México, fue de 9.6 cm de longitud total (LT); Moreno (1994) encontró una talla mínima de reproducción de 8.1 cm a 9.0 cm LP para ambos sexos en el embalse de Cointzio, Michoacán; Maldonado (1996) registra la mínima para machos

de la laguna de Zacapu, Mich., como de 9.41 cm LP y de 10.5 cm LP para hembras.

Para *C. promelas*, 45% de las hembras con talla promedio de 16.8 cm LT y 51.5% de machos de 16.5 cm LT se encontraron en avanzado estado de madurez (Villicaña 1999) (Tabla 2).

TABLA 2
Fecundidad de pescado blanco

Especie	Talla o peso	Núm. de huevos	Referencia
<i>C. estor</i>	15 - 20 g	800-1 500	Rosas [1976]
<i>C. estor</i>	149-298 mm LP	5 557/♀, promedio de 14 hembras	García de León [1984]
<i>C. estor</i>	25 ± 2 cm LT	2 910 -3 880	Rojas-Carrillo y Mares-Báez [1988]
<i>C. humboldtianum</i>	—	Fecundidad absoluta 9 136 a 19 498 óvulos	Paulo-Maya <i>et al.</i> [2000]
<i>C. humboldtianum</i>	—	400 - 1 180 /♀/periodo reproductivo	Figueroa <i>et al.</i> [2003]
<i>C. humboldtianum</i>	1ª madurez	400/desove	Ramírez-Sevilla [2006]
<i>C. humboldtianum</i>	En 115 días después del 1er desove	≈ 20 desoves con ≈ 730-935 óvulos promedio/desove	Ramírez-Sevilla [2006]
<i>C. promelas</i>	16.8 cm LT y 35.9 g	2 600 óvulos promedio	Villicaña [1999]
<i>C. promelas</i>	17-22.5 LT	500-1 100	Moncayo <i>et al.</i> [2003]

LT = Longitud total, LP = Longitud estándar o patrón, g = gramos.

Fecundidad

La fecundidad es la cantidad de huevecillos por unidad (o peso) de hembra por especie. Existe una relación entre la fecundidad y la talla de las hembras, aparentemente de tipo potencial al considerar el peso y con la talla del pez (Espino-Barr *et al.* 2008) que se expresa de la siguiente manera:

$$\text{Fecundidad} = a \cdot L^b$$

Donde *a* y *b* son parámetros de la relación

L = talla del organismo

Según Ricker (1971; en Espino-Barr *et al.* 2008), si el valor de b es cercano a 3, la fecundidad se relaciona con la longitud, y si es cercano a 1 se relaciona con el peso.

Para el caso de los desovadores múltiples, como el pescado blanco, la fecundidad se estima en función del número de huevos (óvulos) maduros que serán desovados (Bagenal 1978). En la siguiente tabla se resumen los resultados de estimación de la fecundidad para tres especies de pescado blanco por diferentes autores.

Crecimiento y longevidad

Aunque el crecimiento depende de las condiciones de vida del pez, éste es característico por especie. Los parámetros que lo definen, de acuerdo con von Bertalanffy (1938), son: la longitud máxima o asintótica que alcanza como especie (L_{∞}), longitud a la edad cero, en la que se inicia el crecimiento (t_0) y la tasa de cambio de la longitud con respecto al tiempo (k). Conociendo el valor de estos parámetros para la especie en cuestión, se estima la talla para cualquier edad (t) de acuerdo con la ecuación de von Bertalanffy:

$$L_t = L_{\infty} (1 - e^{-k(t - t_0)})$$

En la *tabla 3* se anotan los valores de los parámetros de la ecuación de crecimiento de von Bertalanffy obtenidos por diversos autores para pescado blanco de Pátzcuaro *C. estor*.

TABLA 3
Coeficientes de la ecuación de von Bertalanffy por diferentes autores

L_{∞} [cm]	Tipo L	k	t_0	Referencia
34.68	LP	0.2936	-1.5368	Herrera [1979]
43.00	LP	0.195	-0.890	Pérez y García de León [1985]
44.00	LP	0.26	-0.57	Hernández y Orbe [1991]
40.70	LT	0.21	-0.74	Alaye [2006]

LP = Longitud estándar o patrón. LT = Longitud total.

Para el charal de Xochimilco, *C. humboldtianum*, Aguilar (1993,) reporta los parámetros por estaciones del año (Tabla 4).

TABLA 4
Modelo de von Bertalanffy para *Chirostoma humboldtianum*

Temporada	Modelo
Primavera	$L_t = 25.1414 [1 - e^{-0.1778(t-0.1821)}]$
Verano	$L_t = 15.3143 [1 - e^{-0.3364(t-0.2510)}]$
Otoño	$L_t = 24.1550 [1 - e^{-0.2030(t-0.2239)}]$
Invierno	$L_t = 16.0581 [1 - e^{-0.2869(t-0.1447)}]$

El trabajo de Tamayo (1979, en SEPESCA 1994) sobre edad y talla alcanzadas en organismos silvestres de *C. estor* da una idea acerca de la longevidad de estas especies; el autor estimó la edad del pescado blanco de Pátzcuaro por métodos directos de lectura de escamas. De acuerdo con esto, organismos de una edad de seis años tuvieron 34 cm de longitud estándar (LP) (Tabla 5). La máxima talla reportada por De Buen (1944) fue de 40 cm, que posiblemente correspondería a individuos de más de seis años. Como se ve, la longevidad y el crecimiento están relacionados; las estimaciones de crecimiento de pescado blanco de Pátzcuaro de las anteriores tablas describen tallas máximas (L_{∞}) de 43 cm LP (Pérez y García de León 1985) que se alcanzarían en más de diez años; de 44 cm LP (Hernández y Orbe, 1991) en más de 13 años y de 40.7 cm LT (Alaye 2006) que se alcanzarían en más de 15 años. Comparativamente con Tamayo, el modelo de Pérez y García de León estima (1985) una talla de 31.8 cm LS a la edad de seis años; Hernández y Orbe (1991) de 36 cm LP, y Alaye (2006) de 30.8 cm. A diferencia de estas estimaciones, Tamayo ofrece datos obtenidos de observaciones hechas por él y la edad fue estimada por métodos directos; así, en su trabajo, los peces más grandes fueron los de seis años de edad y constituían la menor proporción (0.92% de la captura), por lo que es posible pensar que la longevidad de esta especie es de alrededor de seis años, o que la ausencia de grupos de mayor edad se debió a que sufrieron mortalidad por pesca antes que mortalidad natural y, en tal caso, su longevidad sería mayor a la documentada.

TABLA 5
Tallas y pesos de *Chirostoma estor*

<i>Edad (años)</i>	<i>Longitud patrón (cm)</i> <i>(valores observados)</i>	<i>Peso (g)</i> <i>(valores observados)</i>	<i>Composición de la captura</i> <i>(%)</i>
1	17.07	47	39.75
2	21.29	92	25.33
3	24.94	149	17.5
4	28.1	215	11.83
5	30.82	285	4.67
6	33.18	256	0.92

Fuente: tomado de Tamayo 1979, en SEPESCA 1994.

Relación longitud-peso

Otra forma de conocer el crecimiento de los peces es mediante el establecimiento de la relación longitud-peso, y aunque ésta cambia dependiendo de la época del año, de la edad de los organismos, del sexo, también es específica por especie. La relación longitud-peso tiene la forma $P = a \cdot L^b$ en donde P = peso, L = longitud y a es indicativa de la condición de salud del pez y se le denomina factor de condición. Los valores que toma el coeficiente b se refieren a la proporcionalidad de las dimensiones que toman los peces. Si el exponente b tiene un valor de entre 2.5 y 3.5, esto es indicativo de crecimiento isométrico o de que el peso (volumen) y la longitud mantienen una proporcionalidad en su crecimiento; un valor de b diferente al intervalo mencionado indica proporcionalidad alométrica, es decir, que el peso (volumen) del pez y la longitud crecen en proporciones diferentes. En la *tabla 6* se muestran los coeficientes de la relación L - P de pescado blanco según diferentes autores.

TABLA 6
Coeficientes de la relación longitud-peso de pescado blanco silvestre

<i>Especie</i>	<i>Tipo de L</i>	<i>a</i>	<i>b</i>	<i>r</i> ²	<i>Sexo</i>	<i>Referencia</i>
<i>C. estor</i>	LP	0.000006877	3.0959	0.9816	ambos	Pérez y García de León (1985)
<i>C. estor</i>	LT	0.024	2.58	0.74	machos	Alaye (2006)
<i>C. estor</i>	LT	0.006	3.07	0.93	hembras	
<i>C. estor</i>	LT	0.016	2.75	0.88	ambos	
<i>C. humboldtianum</i>	LP	0.0170	2.8993	—	—	Aguilar (1993)
<i>C. promelas</i>	LT	0.0042	3.4466	0.9606	—	Moncayo <i>et al.</i> (2003)

Tallas y pesos promedio

Para los diferentes estadios del ciclo de vida del pescado blanco *C. estor*, el huevo tiene un diámetro entre 0.9 mm y 1 mm, el alevín o larva recién nacida ≈ 5 mm, la larva ≈ 5.4 mm, el juvenil ≈ 2 cm y el adulto ≈ 17 cm (DOF 2012).

La gran mayoría de los aterinópsidos tienen tallas menores a 15.0 cm (Castro-Aguirre y Espinosa-Pérez 2006), pero en particular las especies de pescado blanco se caracterizan por alcanzar tallas mayores de 20 cm LT; por regla general, los machos son un poco menores que las hembras. En la *tabla 5* se muestran valores promedio de talla y peso de ejemplares de la pesca comercial del Lago de Pátzcuaro en 1979, y en la *tabla 7* de *C. promelas* del Lago de Chapala.

TABLA 7
Biometría de *Chirostoma promelas* (tomado de Villicaña 1999)

<i>Sexo</i>	<i>n</i>	<i>LT promedio [cm]</i>	<i>Peso promedio [g]</i>
Hembras	201	16.8	35.9
Machos	189	16.5	34.1

Con los modelos de crecimiento y de la relación longitud-peso por especie que se anotaron anteriormente, se pueden estimar las tallas del pescado

blanco para cualquier edad, en el primer caso, y los pesos conociendo la talla en longitud, en el segundo.

Hábitos alimenticios

Los aterinópsidos se alimentan del zooplancton que flota en la superficie del agua, como hemípteros, protozoarios, copépodos o huevos de larvas de peces, organismos que se mueven a la deriva, así como de pequeños pececillos (Castro-Aguirre y Espinosa-Pérez 2006).

Las larvas de pescado blanco consumen protozoarios, microcrustáceos y algas. Los organismos de 15.0 cm de LP, perifiton animal de la zona litoral y fauna bentónica, como *Hyalalella azteca*, *Cambarellus montezumae* y ostrácodos. Los juveniles y organismos de tallas mayores son típicamente ictiófagos. Por sus características anatómicas y estructuras bucales, se le clasifica como zooplanctófagos eurífagos, depredador pelágico de presas pequeñas y en etapas adultas consumidor ocasional de peces pequeños y crustáceos (DOF 2012).

Para Rosas (1981), durante los primeros días la larva de *C. estor* se alimenta del contenido de su saco vitelino; hasta los 10 cm es zooplanctófaga alimentándose de rotíferos, copépodos, cladóceros; a partir de los 16 cm es ictiófaga.

De acuerdo con las observaciones de García de León (1984), el pescado blanco *C. estor* prefiere las zonas litorales con vegetación de *Potamogeton* para alimentarse, en donde puede depredar organismos del necton y del perifiton y bentos. Asimismo, registra este autor que a lo largo de la vida del pez hay un cambio en la dieta de los adultos hacia una alimentación ictiófaga.

Para Paulo-Maya *et al.* (2000), *C. humboldtianum* es una especie carnívora zooplanctófaga que consume sobre todo los cladóceros *Bosmina* spp., *Daphnia* spp., seguido de *Cyclops* spp. en estadios juveniles; siendo adultos escoge presas de mayor tamaño e ingiere insectos del perifiton y peces. Durante el otoño consume larvas y pupas de quironómidos y del anfípodo *Hyalalella azteca*. Por su parte, Moncayo *et al.* (2003) señalan la preferencia que el pescado blanco de Chapala de tallas medianas muestra

por peces de la misma familia; la presa preferida por los pescados blancos es el charal *Chirostoma jordani*.

Martínez-Palacios *et al.* (2006) y Ross *et al.* (2006), refieren que el pescado blanco es zooplancτόfago eurífago toda su vida (Fig. 5), debido a la estructura de los dientes faríngeos que describieron para *C. estor*. Cuando adulto puede llegar a consumir incidentalmente pequeños peces.

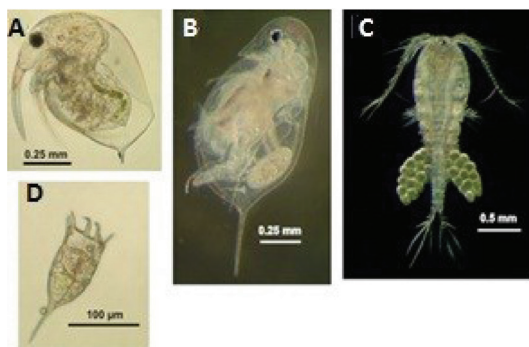


FIG. 5. Alimento natural del pescado blanco. A) *Bosmina*, B) *Daphnia*, C) *Cyclops*, D) Rotífero. Modificado de Michael Lencioni <jyi.org>

III. Antecedentes de la actividad acuícola de las especies de pescado blanco

En las etapas iniciales de la estación Limnológica de Pátzcuaro, los estudios se enfocaron en el reconocimiento, la identificación y la clasificación de las especies ícticas del lago, además de en los trabajos limnológicos.

De Buen (1944) describe estadios larvarios de *C. attenuatum* y *C. grandocule*, así como las primeras experiencias en incubación de especies de *Chirostoma* del Lago de Pátzcuaro. En 1963, el biólogo Aurelio Solórzano inicia formalmente el estudio para el cultivo de pescado blanco, y en 1970, Mateo Rosas lo continúa y hace avances importantes; en ese entonces ambos pertenecían al recién constituido Instituto de Investigaciones Biológico Pesqueras (INIBP), hoy Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA). En 1976, tanto Mateo Rosas como Amalia Armijo y Leonardo Sasso realizan experiencias de transporte, incubación y crecimiento de larvas de pescado blanco y charales en la misma institución, que ya para entonces era el Instituto Nacional de Pesca. A partir de 1986, el Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro, perteneciente al Instituto Nacional de la Pesca, reinicia los trabajos enfocados al cultivo de esta especie.

Las especies de pescado blanco que han sido estudiadas para su cultivo son: pescado blanco del Lago de Pátzcuaro, *Chirostoma estor estor*; el pescado blanco de Lago de Chapala, pico prieto *Chirostoma promelas* y el charal de Xochimilco, *Chirostoma humboldtianum*. En la *tabla 8* se resumen a grandes rasgos las aportaciones que han hecho diferentes grupos de investigación en el país.

TABLA 8
Aportaciones en investigación para el cultivo de pescado blanco

<i>Grupo de Investigación</i>	<i>Aportaciones importantes</i>
CRIP-Pátzcuaro. Instituto Nacional de Pesca	La investigación en acuicultura de <i>C. estor</i> inicia con De Buen [1944] en la Estación Limnológica de Pátzcuaro; a partir de 1986, ya como CRIP, se retoma el tema de investigación para el cultivo con estudios de biología y biología pesquera de <i>Chirostoma</i> spp. en el Lago de Pátzcuaro. Temperatura óptima de incubación de <i>C. estor</i> . Desarrollo, crecimiento y alimentación larvaria de <i>C. estor</i> , cultivo de alimento vivo. Identificación de especies de pescado blanco e híbridos con métodos inmunológicos. Formación de primer lote de reproductores desde huevo en laboratorio. Reproducción controlada con fotoperiodo. Uso de anestésicos. Engorda de juveniles en laboratorio. Estudios de determinación sexual de <i>C. estor</i> . Producción masiva de crías de pescado blanco para transferencia tecnológica [Mares-Báez y Morales-Palacios 2003, Rojas-Carrillo 2003].
Instituto Politécnico Nacional	Investigación en taxonomía desde 1948, produce las claves de identificación de peces de agua dulce del país; se realiza descripción de especies, listas de especies del valle de México y de Michoacán; paleozoología, paleoictiofauna. Biología reproductiva de <i>C. humboldtianum</i> . Monografías de especies del género <i>Chirostoma</i> . Ecología incluidos factores fisicoquímicos de <i>Chirostoma</i> spp. del sistema Lerma-Santiago; y acuicultura del género <i>Chirostoma</i> en aspectos reproductivos, desarrollo larvario y alimentación y crecimiento de juveniles en laboratorio de <i>C. humboldtianum</i> y otros ateri-nópsidos, con agua salina en los cultivos [Figueroa et al. 2003].
Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa	Investigación en acuicultura para <i>C. humboldtianum</i> . Manejo de reproductores, calidad de agua, alimentación, reproducción controlada con ciclos foto-térmicos comprimidos en laboratorio, incubación y alevinaje. Estudios sobre variabilidad morfológica y genética y de marcadores moleculares del género <i>Chirostoma</i> para discriminar entre especies [Blancas et al. 2003a].
Facultad de Biología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (UMSNH)	Hibridación entre especies de <i>Chirostoma</i> . Biología y biología pesquera de <i>C. estor</i> y especies del género <i>Chirostoma</i> . Cultivo de <i>C. estor</i> en jaulas, alimentación.
Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales de la UMSNH	Investigación en acuicultura para <i>C. estor</i> y <i>C. promelas</i> . Estudios embrioló-gicos y larvarios. Anatomía de estructuras bucales, primera alimentación de larvas. Estudios sobre fisiología y nutrición de <i>C. estor</i> . Formación de lotes de reproductores de ambas especies. Cultivos masivos de alimento vivo. Re-producción, alevinaje, crianza, engorda de <i>C. estor</i> y <i>C. promelas</i> . Producción masiva de crías. Innovación en los sistemas de cultivo. Transferencia tecno-lógica [Martínez-Palacios et al. 2003].

IV. Biotecnología

La investigación para el cultivo de las especies de pescado blanco está en curso, por ello, en la Carta Nacional Acuícola 2012 (DOF 2012), aparece entre las especies de Acuicultura de Fomento; en ésta

....se hace mención de los organismos que se cultivan con el propósito de estudio, investigación científica y la experimentación en cuerpos de agua de jurisdicción federal, orientada al desarrollo de biotecnologías o a la incorporación de algún tipo de innovación tecnológica, así como la adopción o transferencia de tecnología en alguna etapa del cultivo de especies de la flora y fauna cuyo medio de vida total o parcial sea el agua.

En virtud de lo anterior, en este apartado se mencionarán las principales actividades que se desarrollan en la actualidad en los laboratorios de investigación con estas especies, y se anotarán indicadores importantes para el cultivo. Es oportuno mencionar que aún no existe una tecnología acabada para ninguna de las especies de pescado blanco, aunque se han hecho importantes avances. Aunado a esto, aún se requiere realizar la etapa piloto de la parte biotecnológica integrada con la económica y la financiera, que arroje luz sobre la rentabilidad del cultivo.

Características de la zona de cultivo

Las zonas en donde se pretenda probar el cultivo de estas especies deben considerar los requerimientos ambientales de las especies de acuerdo con lo descrito en las secciones “Hábitat” y “Parámetros físico-químicos” de este libro.

Sistema de cultivo

Para el cultivo de pescado blanco se aplican técnicas semiintensivas e intensivas, hay control de las densidades, de la alimentación y, en general, de las condiciones de calidad de agua y temperatura. Se utilizan diferentes tipos de artes de cultivo entre los que están acuarios, tanques de geomembrana de diferentes dimensiones, canaletas de PVC, tinas, en laboratorios húmedos y secos; en exteriores en jaulas, estanques de concreto y estanques rústicos. El esquema general del cultivo se presenta en la *figura 6*:

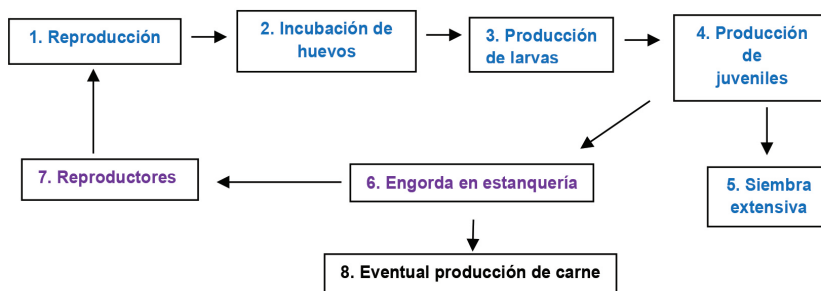


FIG. 6. Esquema de flujo de las etapas del cultivo.

Las etapas que se manejan mejor están numeradas del 1 al 5, las etapas 6 y 7 cierran el ciclo aunque los tiempos implicados son mayores, la etapa de producción de carne no se ha alcanzado de manera generalizada, aunque en la Carta Nacional Acuícola (DOF 2012) se reporta una producción de 68 t en el estado de México, por cultivo, presumiblemente de *C. humboldtianum*. Los tiempos de realización que corresponden a cada etapa se pueden observar en la *tabla 9*.

TABLA 9
Tiempos estimados para cada estadio de vida
de *Chirostoma humboldtianum*

<i>Etapa</i>	<i>Estadio</i>	<i>Duración</i>
Incubación	Huevo - larva	210 h a 20 °c
Crianza	Larva- cría o juvenil	2 meses a 20 °c
Crianza	Juvenil - adulto	12 meses
Mantenimiento	Adulto - reproductor	≤ 12 meses

Reproducción

Como condición previa importante para el cultivo de pescado blanco es necesario verificar que en realidad se trate de la especie de interés. Para conocer la procedencia de los reproductores y hacer su identificación taxonómica se emplean métodos moleculares específicos para este grupo de especies (Barriga-Sosa 2001, 2003; Barriga-Sosa *et al.* 2002).

La reproducción de pescado blanco sin inducción tiene lugar de manera espontánea en los estanques o tanques en donde se les confina una vez que alcanzan la primera madurez (Fig. 7).



FIG. 7. Reproductores de *Chirostoma estor*. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.

Talla de primera madurez en cautiverio

En la *tabla 10* se presentan las tallas de primera madurez o bien la talla mínima de madurez en condiciones de cautiverio, según diversos autores.

TABLA 10

Talla mínima o de primera madurez de pescado blanco en cautiverio

<i>Especie</i>	<i>Talla, edad o peso</i>	<i>Referencia</i>
<i>C. estor</i>	Entre los meses de diciembre a marzo: talla mínima de 105-137 mm de LP para hembras de 14 a 16 meses y para machos de 12 a 16 meses de 88 a 114 mm.	Mares-Báez <i>et al.</i> 1999.
<i>C. humboldtianum</i>	Nueve meses.	Figueroa <i>et al.</i> 2003.
<i>C. humboldtianum</i>	Primera madurez a 20.64 °c a los 305 días de edad, con tallas promedio de 109.62 mm longitud estándar (Ls) y 16.17 g. A 18.52 °c a los 328 de edad y 82.52 mm LP y 6.10 g.	Ramírez-Sevilla 2006.
<i>C. humboldtianum</i>	Primera reproducción de hembras a los 133.9 mm $\pm$ 2.3 en promedio, al año de edad.	Blancas <i>et al.</i> 2008.

Los reproductores se confinan en tanques de geomembrana, de plástico, de lámina recubiertos, de concreto o rústicos (Figs. 8 y 9); en los dos primeros se facilita la recolección de huevos, mientras en los rústicos no es posible ese control.



FIG. 8. Instalaciones del PEXPA-UAM-Iztapalapa para mantenimiento de pescado blanco. Fotografías de PEXPA-UAM-I.

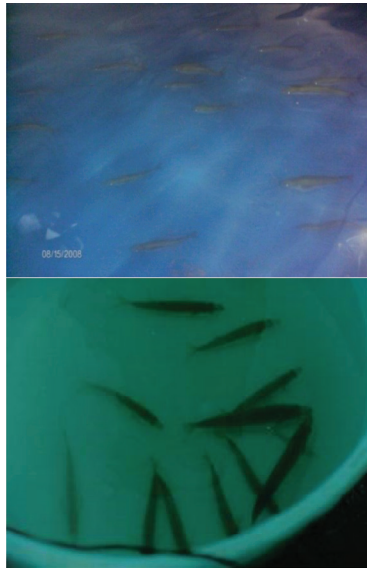


FIG. 9. Tanque de reproductores de *C. estor*. IIAF-UMSNH. Fotografía de P. Rojas [tanque azul]. Tanque de reproductores de *C. estor*. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía de G. Mares [tanque verde].

Desove manual y fertilización in vitro

Los desoves manuales y la fertilización artificial se realizaron en los primeros años de manejo de estas especies a partir de reproductores silvestres, con el método desarrollado por Rosas (1970). Los reproductores deben estar en estadio de madurez de expulsión de productos sexuales, lo cual se puede evaluar presionando el abdomen de las hembras y constatando la expulsión de óvulos en estadio VII (Peralta 1991) o en el IV (según Blancas *et al.* 2008). Los desoves se realizaban en campo y requerían un sustrato para fijar los huevecillos fertilizados, ya que son adherentes por filamentos que se desenredan del huevo; el desove manual se realiza presionando a la hembra en sentido antero-posterior, se reciben los óvulos en una bandeja con agua y se fertilizan con el semen de uno o dos machos, se mezcla con suavidad y se dejan reposar varios minutos. La fertilización se puede optimizar aplicando

solución fertilizadora en la que se disuelve el semen previamente¹. Con el procedimiento seguido en el laboratorio, una vez extraídos los huevos, éstos se mantienen en hielo en tanto se obtiene el semen de los machos. Los huevos se observan en el microscopio para verificar su estado de madurez. El semen se obtiene realizando un masaje al macho; éste se colecta en una jeringa, se deposita en un tubo Eppendorff y se mantiene en frío. La fertilización se realiza en seco y se vierte agua dulce para activar el esperma. Después de unos minutos se llena de agua el recipiente para hidratar los huevos, se incuban con suministro de aire (Berasain *et al.* 2006).

El desove manual se debe realizar anestesiando previamente a los reproductores (Figs. 10, 11 y 12), ya que el manejo provoca fuerte estrés en los peces y podrían morir (véase el apartado “Manejo”).



FIG. 10. Hembra madura de *Chirostoma humboldtianum*. Fotografía de PEXPA-UAM-I.

1. La solución fertilizadora se prepara disolviendo 30 g de carbamida (urea) y 40 g de sal común (NaCl) en 10 l de agua de estanque limpia (preferiblemente filtrada) (Woynarovich y Horváth 1981).



FIG. 11. Desovando a una hembra de pescado blanco del Lago de Pátzcuaro. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía tomada de Berasain *et al.* (2006).



FIG. 12. Fecundación in vitro de pescado blanco del Lago de Pátzcuaro. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía tomada de Berasain *et al.* (2006).

Control de la maduración con fotoperiodo

El pescado blanco tiene la capacidad de madurar y desovar *naturalmente* en condiciones de cautiverio, tanto en estanques rústicos (Granja de Zacapu, 1980-1990) como en tanques y estanques de concreto, obedeciendo a su fisiología y a las condiciones naturales del ambiente (CRIP-Pátzcuaro y otros laboratorios). No obstante lo anterior, un control real de la reproducción se obtiene con la utilización del fotoperiodo.

La luz es uno de los más importantes factores ambientales que afectan la maduración y la estacionalidad reproductiva de los peces. Con el control del fotoperiodo se han llegado a obtener mejores crecimientos, maduración temprana y producción de huevos a lo largo de todo el año en especies de aguas templadas (Shepherd y Bromage 1999). En general, mayores fotoperiodos promueven la maduración y el desove, mientras que mayores intensidades favorecen el crecimiento (Martínez-Palacios *et al.* 2007a). La temperatura influye en la frecuencia de desoves: a mayor temperatura, dentro de los rangos de tolerancia, disminuye el periodo entre desove y desove (Ramírez-Sevilla 2006).

En el CRIP-Pátzcuaro se ha producido huevo de *C. estor* durante un periodo de diez meses continuos a partir de lotes de reproductores confinados aplicando fotoperiodo de 12h luz:12 h oscuridad (Mares-Báez y Morales-Palacios 2003). Estos métodos se aplican desde 1998; el mantenimiento de lotes de reproductores en cautiverio en conjunción con el fotoperiodo ha hecho posible la producción de huevos en laboratorio sin tener que recurrir a la naturaleza para cada desove (Fig. 13).

Las condiciones de exposición a la luz (fotoperiodo) y a la oscuridad, así como los resultados obtenidos por diversos autores se concentran en la *tabla 11*.



FIG. 13. Tanque de reproductores para control del fotoperiodo. Fotografía de PEXPA-UAM-Iztapalapa.

Recolecta de huevos

Una vez que se ha presentado el desove en los tanques de reproductores, se procede a la recolecta (Fig. 14). El número de huevos desovados, es decir, la fecundidad, depende de diversos factores, como el peso de las hembras, la talla, la edad, la alimentación.



FIG. 14. Estanque de reproducción y colector de huevo (escobetillón). Fotografía de UAM-Iztapalapa.

TABLA 11
Resultados del fotoperiodo aplicado al pescado blanco por diferentes autores

Condición de cultivo. Capacidad del tanque, fotoperiodo, T y otros.	Densidad Núm. R / m ³	Peso de los R	(Núm. de R) y proporción H:M	(Núm. de desoves) y desoves pro- medio por hembra	(Fecundidad) y Núm. huevos pro- medio por hembra	Periodo de desoves	Referencia
<i>C. estor</i> 650 l 12 h luz 20±1 °C	11-12.5	♂ 8-21 g; ♀ 14-32 g	(15) 8:7 = 1:0.87	(49) 6	(21 945) 2 743	Sep. 1996 - jul. 1997	Mares-Báez et al. (1999)
<i>C. estor</i> 2.8 m ³ 18 h luz 22±1 °C; pH 9, O ₂ > 6 mg l ⁻¹ , flujo 12 l min ⁻¹ ; intensidad de la luz 75 lux.	4.3	♀ 100 g	(24) 12:12 = 1:1	—	(≈23 750) 1 979	Dic. 2003 - jun. 2004	Martínez- Palacios et al. (2007a)
<i>C. estor</i> 2.8 m ³ 18 h luz 24±1 °C; pH 9, O ₂ > 6 mg l ⁻¹ , flujo 12 l min ⁻¹ , luz natural SF.	10.75	♀ 100 g	(30) 20:10 = 2:1	(9) 0.45	(≈1 485) 74	May. - oct. 2004	Martínez- Palacios et al. (2007a)
<i>C. humboldtianum</i> 4000 l, 12 h luz 19 °C, pH 7.8-8.7, O ₂ 4-7.5 mg l ⁻¹ , alimentados a 10% de la biomasa con alimento vivo.	5.25	♀ 58.3 g	(21) 7:14 = 1:2	(36) 6	(20 615) 3 435	Feb. - jul. 2002	Blancas- Arroyo et al. (2004)
<i>C. humboldtianum</i> 4000 l, 9-13 h luz, ≈ 16-19 °C, alimentados al 10% de la biomasa con alimento vivo SF.	5.25	♀ 58.3 g	(21) 7:14 = 1:2	(12) 1.71	(5 571) 795	Feb. - jul. 2002	Blancas- Arroyo et al. (2004)

R = reproductores.

Si se utilizan colectores, como el escobetillón, después del desove se saca éste y se introduce en los dispositivos de incubación que pueden ser canaletas de PVC.

Los huevos son resistentes al manejo; para recolectarlos de los tanques, se utilizan cepillos para “barrer” el fondo, y dada su característica adherente, los huevos se pegan al dispositivo durante el arrastre (Fig. 15). Se recomienda supervisar los tanques todos los días para detectar posibles desoves; sin embargo, es conveniente no realizar arrastres diarios para evitar estrés en los reproductores. Éstos no necesariamente desovan en dispositivos tales como escobetillones colgados en los tanques; es frecuente encontrar huevos en las mangueras de aireación sumergidas.



FIG. 15. Recolecta de huevos en el tanque de reproductores de *Chirostoma estor*. IIAF-UMSNH. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.

Separación de huevos

Una vez obtenidos los huevos, y antes de la incubación, se puede seguir el procedimiento practicado en Argentina para el pejerrey (pez sudamericano de la misma familia Atherinopsidae que el pescado blanco) para la separación de los huevos, consistente en el corte de los filamentos para liberarlos de la masa enredada en la que quedan aglutinados después de la fecundación. Esto con la finalidad de evitar mortalidad por ataque de hongos. El corte se realiza a gran velocidad, con tijeras, y enseguida se limpian y separan los huevecillos. También se pueden separar manualmente (Fig. 16) (Berasain *et al.* 2006).



FIG. 16. Separación manual de huevos embrionados de pescado blanco. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía tomada de Berasain *et al.* [2006].

Conteo de huevos

Una vez separados los huevos se realiza su conteo con la ayuda de una jeringa en donde éstos se depositan y se mide su volumen en mililitros

(Fig. 17). Se trabaja una muestra en una cámara de conteo de volumen conocido y se extrapola. Rojas-Carrillo y Mares-Báez (1988) reportaron alrededor de 900 huevos/ml.



FIG. 17. Conteo de huevos de pescado blanco de Pátzcuaro. CRIP-Pátzcuaro. Fotografía tomada de Berasain *et al.* (2006).

Incubación

Rosas (1970) y Morelos-López *et al.* (1994) describen con detalle el desarrollo embrionario de *C. estor*; Ramírez-Sevilla (2006) lo hace para *C. humboldtianum*.

Para la incubación, los huevos separados se introducen en jarras de vidrio con forma de embudo con flujo de agua de la base hacia arriba de

manera que los huevos se mantengan flotando suavemente. La incubadora está conectada por la parte superior a un tanque que recibe las larvas que van naciendo, siempre en contacto con el agua y sin tocarlas (Fig. 18).

Otro procedimiento utilizado para la incubación es colocar la masa de huevos en canaletas de PVC de 100 l de capacidad (Fig. 19), con circulación de agua, oxigenación y temperatura adecuadas hasta que las larvas van naciendo en la misma canaleta en la que permanecerán hasta que adquieran la talla de ≈ 20 mm LT, de acuerdo con Mares-Báez y Morales-Palacios (2003). Tanto en la incubación en botella como la realizada en canaleta se evita el manejo de las larvas.

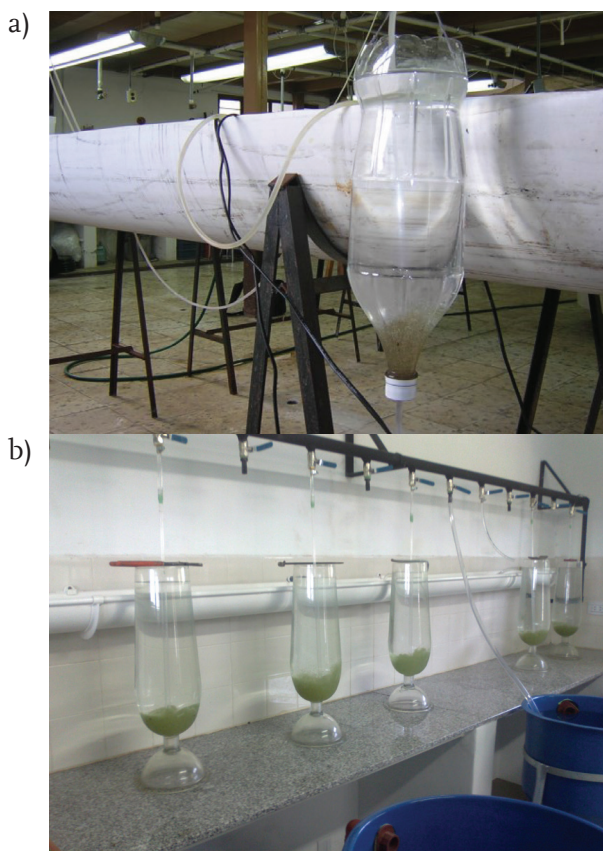


FIG. 18. Métodos de incubación: *a)* botella de incubación de huevos por flujo ascendente y continuo de agua. CRIP-Pátzcuaro [fotografía tomada de Berasain *et al.* 2006]. *b)* Incubadoras de pejerrey en la Estación Hidrobiológica de Chascomús, Prov. de Bs. As. Argentina. www.juninya.com



FIG. 19. Canaletas de cultivo con juveniles de *Chirostoma estor* en experimento. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.

La duración de la incubación depende fundamentalmente de la temperatura a la que se realice (Fig. 20), en la *tabla 12* se presentan los resultados de diferentes autores.

TABLA 12
Tiempo de la incubación de pescado blanco en laboratorio

<i>Especie</i>	<i>Temperatura</i>	<i>Duración de la incubación</i>	<i>Referencia</i>
<i>C. estor</i>	15 °c	16 días	Rosas [1981]
	22 °c *	7 días	
	25 °c	5 días	
	30 °c	48 horas	
<i>C. estor</i>	20 °c	210-216 horas	Rosas [1970], Moreno-López <i>et al.</i> [1994]
<i>C. estor</i>	15 °c	23.8 días promedio**	Rojas-Carrillo y Barba-Torres [2003]
	19 °c	14 días promedio**	
	22 °c *	10.1 días promedio**	
	28 °c	5.9 días promedio**	
<i>C. humboldtianum</i>		210 horas al inicio de eclosión	Palacios-Saucedo [1998]
<i>C. humboldtianum</i>	22 ± 1 °c	288 horas	Figueroa <i>et al.</i> [2003]
<i>C. humboldtianum</i>	20 °c	279 horas para la eclosión del 50%	Ramírez-Sevilla [2006]
<i>C. promelas</i>	23 °c	164 horas al inicio de eclosión	Villicaña [1999]

* = Temperatura óptima; ** = promedio de días inicio-fin de la eclosión.

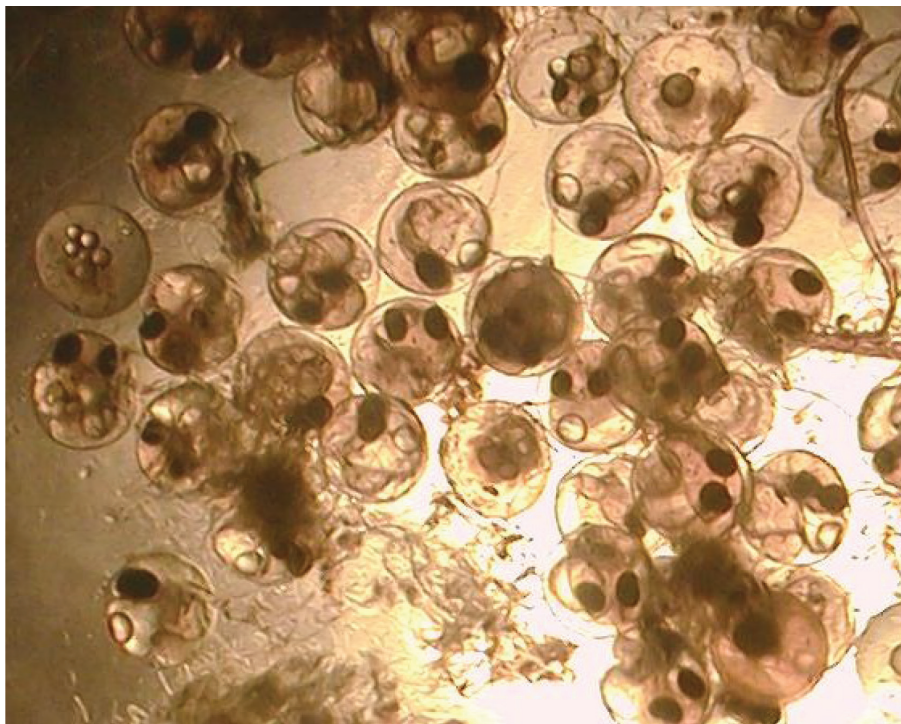


FIG. 20. Huevos oculados de pescado blanco en incubación. Fotografía de PEXPA-UAM-Iztapalapa.

Eclosión

Una vez que los huevos han eclosionado, las larvas de *C. estor* son muy activas y por lo regular se mantienen en la superficie del agua de los dispositivos de cultivo, lo cual es indicativo de que han llenado o están llenando la vejiga natatoria, evento crítico para su sobrevivencia.

En las *figuras 21, 22 y 23* se observan larvas de pescado blanco recién nacidas y de tres días de vida. Obsérvese en la primera figura la mandíbula poco desarrollada, los grandes ojos pigmentados, el saco vitelino con la gota de aceite, la vejiga natatoria refringente, la membrana o el pliegue que circunda dos terceras partes del cuerpo y el tubo neural. En la *figura 22* es posible ver los grandes ojos, el saco vitelino con una gota de aceite, la vesícula biliar, algunos pigmentos que corren longitudinalmente a lo largo de la base del cuerpo. En la *figura 23* se observa la vejiga gaseosa

inflada en ambas larvas, el saco vitelino con una gota de aceite, nótese que las mandíbulas están más desarrolladas. En estas larvas se observan restos de nauplios de artemia en el aún corto tracto digestivo que le dan un tono rojizo (Ramírez-Sevilla 2006).



FIG. 21. Larva de *Chirostoma estor*. Fotografía tomada de Martínez-Palacios et al. (2006).



FIG. 22. Larva de *Chirostoma estor* de tres días de vida. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.



FIG. 23. Larva de *Chirostoma humboldtianum* de tres días de vida. Fotografía de Ramírez-Sevilla (2006).

Desarrollo y crecimiento de larvas

Hernández-Rubio *et al.* (2006) describen el desarrollo larvario de *C. humboldtianum* y definen el inicio de la etapa larvaria a los seis días después de la eclosión (dpe) con la apertura del ano.

Una descripción del desarrollo larvario de *C. estor* se puede ver en Rojas-Carrillo y Mares-Báez (2000), que cultivaron las larvas desde el nacimiento durante 40 días a 21 ± 1 °C. Los huevos se incubaron a esa temperatura y eclosionaron entre las 192 h y 240 h, las larvas al nacer tuvieron una talla de 4.1 cm en promedio de longitud patrón (LP), cuerpo elongado y transparente y con un pliegue o membrana rodeándolo; saco vitelino elipsoidal con dos gotas de aceite, las aletas pectorales son funcionales, las mandíbulas no están completamente desarrolladas pero la boca está abierta. Se identificaron las tallas para las que se presentó la flexión del urostilo², entre 5.19 mm y 7.40 mm LP, y se determinaron características morfométricas, merísticas y el patrón de pigmentación. El saco vitelino se consumió entre los cinco y ocho días a 21 ± 1 °C. Identificaron que el desarrollo alcanzado a los 30 días de vida, en tallas de 8.21 mm LP, le da mayor capacidad a la larva para alimentarse debido a la osificación de estructuras, diferenciación de aletas y radios, presencia de dientecillos en las mandíbulas y el alargamiento del tubo digestivo.

2. Proceso de formación de la aleta caudal.

El crecimiento de larvas de *C. estor* mantenidas durante 40 días en cultivo, alimentadas con alimento vivo del medio natural, lo describen Rojas-Carrillo *et al.* (1998) en la figura 24.

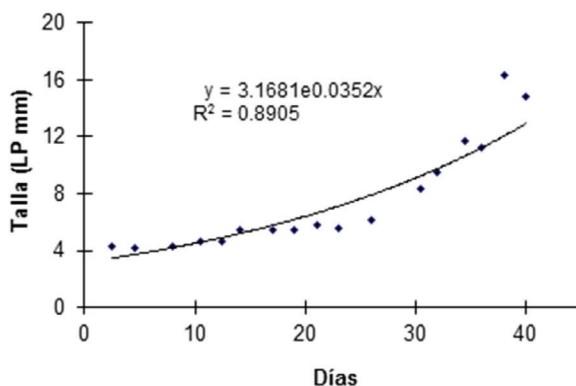


FIG. 24. Crecimiento de larvas de *Chirostoma estor* en laboratorio.

Se identifica una etapa de adaptación en las larvas durante la absorción del saco vitelino y la transición de alimentación endógena a exógena (entre el día cinco y ocho), etapa en la que se presentó la máxima mortalidad del periodo.

A partir del día 30 se dispara el crecimiento de la larva debido al desarrollo alcanzado para entonces, lo cual es un indicador importante para el cultivo. La mayor tasa absoluta de crecimiento de larvas obtenida en ese periodo de cultivo fue de 2.31 mm/día, que correspondió con el día 36. Las relaciones morfométricas en esta etapa larvaria fueron alométricas. La característica banda plateada aparece en etapa de postflexión. A los 40 días de desarrollo a 21 ± 1 °C, las larvas no han completado su metamorfosis, quedó en proceso la diferenciación de la primera aleta dorsal y la aparición de las escamas.

Martínez-Palacios *et al.* (2002) cultivaron larvas de *C. estor* alimentadas con el rotífero *Brachionus plicatilis* durante los primeros 15 días y posteriormente con *Artemia salina* hasta el día 30, a dos densidades, 10 larvas/l y 20 larvas/l. En la figura 25 se aprecia el crecimiento logrado.

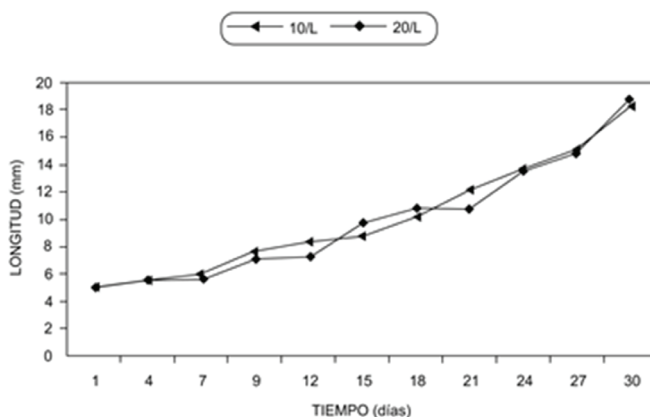


FIG. 25. Crecimiento de *Chirostoma estor* alimentadas con *Brachionus plicatilis* y *Artemia salina*.

Morales-Ventura *et al.* (2001) evaluaron el crecimiento de larvas de *C. humboldtianum* de dos días después de la eclosión sometidas a las densidades de 25/l 50/l y 75/l durante 30 días, alimentadas con el rotífero *Brachionus rubens* a una concentración de 30 rotíferos/ml; el mejor crecimiento lo obtuvo con la densidad de 25 larvas /litro.

Martínez-Palacios *et al.* (2002, 2004) determinaron la temperatura y la salinidad óptimas para larvas de *C. estor* entre 22 °c y 25 °c a salinidades entre 5-10 g/l con las que obtuvo el mejor crecimiento y sobrevivencia (53%) para el primer mes de vida después de la eclosión.

Hernández-Rubio *et al.* (2006) marcan el término de la etapa larvaria en *C. humboldtianum* a los 65 dpe con la presencia de escamas y aletas bien desarrolladas a una longitud estándar de 19.34±2.28 milímetros.

Alimentación y destete

Para la alimentación de *C. estor* y *C. humboldtianum* en etapa de larva y juveniles tempranos se emplean rotíferos del género *Brachionus* y nauplios de *Artemia*, alcanzando una sobrevivencia cercana a 90% (Figueroa *et al.* 1999, Campos 2000, Martínez-Palacios *et al.* 2002). Es importante mencionar que la incubación y alevinaje de especies de pescado blanco hoy en día se realiza tanto en agua dulce como en salinidades de entre

5 g/l y 10 g/l, en este último caso se posibilita el aprovechamiento de alimento vivo de ambientes salobres y marinos, como *Brachionus plicatilis* y *Artemia* spp., lo que mejora su sobrevivencia y la disponibilidad cuando es administrado a las larvas y juveniles, además, la condición salina evita la proliferación de hongos en huevos y larvas y disminuye el estrés en los peces (Martínez-Palacios *et al.* 2004). Algunos autores como Martínez-Palacios *et al.* (2002) refieren que el destete puede suceder hasta los tres o cuatro meses; sin embargo, los peces alimentados con nauplios de *A. salina* o *B. plicatilis* son iniciados a partir del día 25 después de la eclosión, ofreciendo alimento en hojuelas de tamaños que oscilan alrededor de las tallas de los nauplios (295 micras a 400 micras).

Mares-Báez y Morales-Palacios (2003) inician el suministro de alimento vivo desde el segundo día después de la eclosión.

Martínez-Palacios *et al.* (2003) realizaron la alimentación de larvas de *C. estor* siguiendo el esquema de la figura 26.

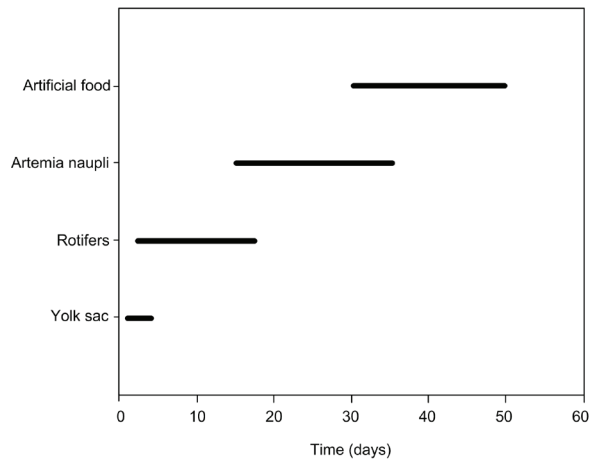


FIG. 26. Programa de alimentación de larvas de *Chirostoma estor*. Imagen tomada de Martínez-Palacios *et al.* [2003].

El rotífero marino *B. plicatilis* es cultivado de acuerdo con las técnicas descritas por Sarma *et al.* (1998), según las cuales se va cambiando de forma gradual a nauplios de *Artemia* spp., y se administra durante 15 días a 20 días más, para después aportar alimento inerte comercial de hojuelas. En los momentos de transición se alimenta tanto de rotíferos como de artemia

o de artemia y hojuelas. El pescado blanco puede sobrevivir consumiendo este microcrustáceo hasta la etapa adulta (Fig. 27).

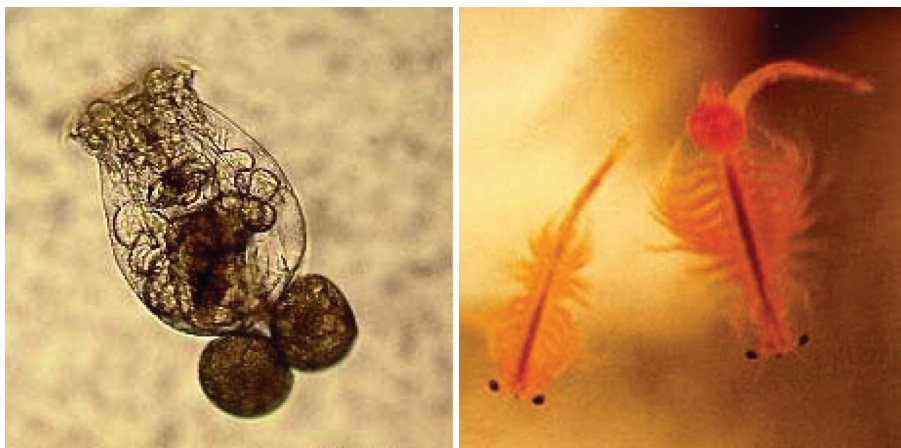


FIG. 27. Alimento vivo para pescado blanco. Rotífero *Brachionus plicatilis* (izquierda), b) *Artemia franciscana* (derecha). Fotografías tomadas de Hernández-Martínez (2012).

Juveniles

Mares-Báez y Morales-Palacios (2003) cultivaron las crías o juveniles en tanques circulares de plástico de 100 l de capacidad desde las tallas de ≈ 20 mm LT hasta que alcanzan la talla de 30 mm a 35 mm LT para luego pasarlas a recipientes circulares de polipropileno de 700 l de capacidad en los que permanecen hasta la talla de 50 mm LT (Fig. 28).

Posteriormente estos juveniles de 50 mm se trasladan, ya sea a tanques circulares de 8 m³ en el laboratorio o a jaulas de *nylon* en estanquería de concreto en el exterior, en ambos casos hasta que alcanzan la talla de 20 cm a 22 cm LT. Los peces de la jaula se liberan posteriormente en un estanque de concreto de 225 m³ de capacidad.

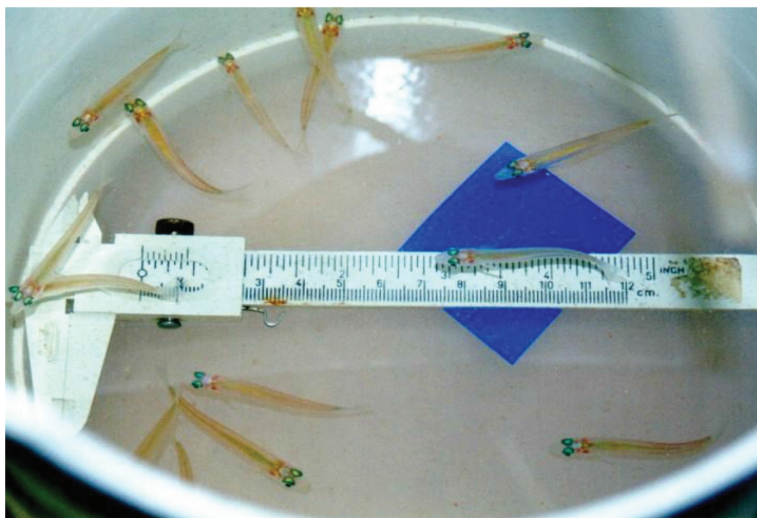


FIG. 28. Juveniles de pescado blanco *Chirostoma ester* de 5 cm de LT en experimento. Instalaciones del IIAF-UMSNH. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.

Reproductores

En la experiencia de Mares-Báez y Morales-Palacios (2003), los reproductores son mantenidos en tanques circulares de 8 m³ de capacidad en los que se aplica el fotoperiodo de 12 h luz:12 h oscuridad. Los mantienen a una temperatura de 20±1 °C, aireación continua, oxígeno disuelto a 5.5 mg/l. Los organismos de 18 cm LT y 45 g peso se confinan a una densidad de tres reproductores por metro cúbico. A los primeros organismos confinados en 1999 se les dio alimento balanceado para trucha, contenido de proteínas de 55% en base seca, alimentando a 5% de la biomasa, en tres raciones al día durante cuatro meses. En este periodo se presentó una mortalidad de 11%, un factor de conversión alimenticia de 1.5:1 y una tasa de crecimiento mensual de 0.3453. Las condiciones físico-químicas del agua fueron: oxígeno disuelto de 5.2 mg/l a 7.2 mg/l, temperatura promedio de 21.6 °C y mínima de 19 °C, concentraciones de amonio de 0.03 a 0.11 mg/l.

Asimismo, se mantienen reproductores en estanquería de concreto de 225 m³ a una densidad de un reproductor por 1.14 m³, el mismo patrón de alimentación sólo que con una mezcla de balanceado de trucha e hígado

de res, mismo factor de conversión alimenticia, mortalidad de 7.9%. La temperatura promedio fue de 22.1 °C, con mínima de 20.5 °C en junio y máxima de 25 °C en mayo, pH de 8.2 y oxígeno disuelto de 5.5 mg/l.

En el caso de los reproductores con fotoperiodo, se mantuvo la reproducción durante un periodo máximo de diez meses, empezando en septiembre y concluyendo en junio. La proporción sexual macho:hembra fue de 3:1 (Mares-Báez *et al.* 2002, Mares-Báez y Morales-Palacios 2003).

En el IIAF, los tanques de mantenimiento de reproductores que se usan son circulares de geomembrana de 7 m³ y de 60 metros cúbicos.

Requerimientos nutricionales

Sobre aspectos relacionados con los requerimientos nutricionales de proteínas, lípidos, glúcidos y vitaminas de estas especies, se han realizado diversos estudios que han permitido el desarrollo de algunas dietas experimentales con el objeto de obtener mejores índices de crecimiento y reducir alteraciones morfológicas y fisiológicas derivadas de deficiencias en la alimentación en cautiverio.

Así, los alimentos con alta proporción de proteína (409 g/kg) (Martínez-Palacios *et al.* 2007), con los aminoácidos esenciales requeridos por el pescado blanco (Peñaloza-Camargo *et al.* 2006), ácidos grasos de cadena larga aportados por los rotíferos que son alimentados con algas *Chlorella vulgaris*, bajo contenido de carbohidratos entre 5 g/100 g y 15 g/100 g (Martínez-Palacios y Ríos-Durán 2007), así como un contenido de vitamina c de 76 mg/kg (Ríos-Durán *et al.* 2006) son necesarios para evitar la deficiencia vitamínica que provoca erosión de aletas y hemorragias, además de lordosis, escoliosis, acortamiento del cuerpo, malformaciones óseas, exoftalmia y cataratas en los peces, y se han obtenido los mejores resultados de crecimiento y sobrevivencia en larvas y juveniles de *C. estor*.

Condiciones del cultivo

En las *tablas 13 y 14* se resumen algunos indicadores biotecnológicos del cultivo con pescado blanco y condiciones fisicoquímicas óptimas.

TABLA 13

Algunos indicadores biotecnológicos del cultivo de pescado blanco

Densidad	La densidad de cultivo larvario es de 10 a 25 larvas/l. La densidad de cultivo de juveniles y reproductores varía desde 1.5 reproductores/m ³ hasta 33 /m ³ en cultivo intensivo.
Flujo de agua	En cultivo de larvas en canaletas se ha aplicado un flujo de 0.25 l/min; en tanques de geomembrana se han aplicado recambios de agua a flujos de 4 hasta 12 l/ min y se han probado sistemas de recirculación (DOF 2012).
Sobrevivencia en el ciclo hasta cosecha	10% (DOF 2012).
Tiempos de cultivo	Para alcanzar las tallas comerciales de alrededor de 20 cm LT se requieren aproximadamente dos años dependiendo de las condiciones del cultivo y del manejo de los organismos. La talla de primera madurez ocurre entre los 12 y los 18 meses de cultivo. Los modelos descritos anteriormente predicen más de tres años para alcanzar pesos de 250 a 300 gramos.
Talla de siembra:	A partir de juveniles de 3 a 5 cm (DOF 2012).
Talla de cosecha	De 17 a 22 cm LT (DOF 2012).

Algunos de los valores de los parámetros fisicoquímicos de la primer columna de la *tabla 14* fueron obtenidos en experimentación con *C. estor*; los de la segunda columna son considerados óptimos para las especies de pescado blanco del lago de Chapala, Jal., entre los que se encuentran *C. promelas*; por otro lado, los valores de la *tabla 15* no son óptimos, se refieren a intervalos de tolerancia para *C. humboldtianum*.

TABLA 14
Parámetros fisicoquímicos óptimos para el cultivo de pescado blanco

<i>Parámetro</i>	<i>Óptima para Chirostoma estor</i>	<i>Óptima para Chirostoma spp. de Chapala según Limón et al. (1989)</i>
Temperatura	En el intervalo entre 18 °c y 23 °c. 22 °c - 23 °c para incubación de acuerdo al modelo propuesto por Rojas-Carrillo y Barba-Torres [2003]. $y = -0.8699x^2 + 39.366x - 362.46$ ($r^2 = 0.9395$) y = sobrevivencia x = temperatura 25 °c para larvas (Martínez-Palacios et al. 2002).	20 °c – 22 °c
Salinidad	5 g/l como medida preventiva en todo el cultivo (Berasain et al. 2006). 10 g/l para incubación que antes de la eclosión se reduce a 5 g/l. 10 g/l para etapa larvaria (Martínez-Palacios et al. 2004). 12 g/l para reproductores (Ramírez-Sevilla 2006).	—
Oxígeno	6.5 a 8 mg/l, las concentraciones por debajo de 6.5 mg/l producen un efecto de estrés en el pescado blanco y especialmente los niveles de hipoxia a 2.5 mg/l (Zamora-Mendez et al. 2006).	—
pH	Alcalinos de 7.5 a 8.5 (DOF 2012).	8.4-8.7
Dureza	De 25 a 150 mg/l (DOF 2012).	Total: 100 mg/l De calcio: 70 mg/l
Nitrógeno amoniacal	Menor a 0.125 mg/l (DOF 2012).	0.001 mg/l
Nitratos		0.40 mg/l
Nitritos		0.05-0.2 mg/l
Sólidos totales		20-40 mg/l

g/l = gramos por litro, mg/l = miligramos por litro.

TABLA 15
Intervalos de tolerancia a los factores ambientales en la cuenca del río
Lerma para *Chirostoma humboldtianum*

Especie	Temperatura (°C)	Oxígeno disuelto ppm	Turbidez (uFT)	Sólidos suspendidos	Sulfatos (mg l ⁻¹)	Nitratos (mg l ⁻¹)	Fosfatos (mg l ⁻¹)	Dureza (mg l ⁻¹)	pH
<i>C. humboldtianum</i>	13-28	2.4-15	ND-600	ND-560	ND-170	ND-35.2	ND-6.0	19-280	6.3-9.4

Tomado de Díaz-Pardo *et al.* (1993). ND = no determinado, mg l⁻¹ = mg/l.

Manejo

Durante el cultivo, la experiencia aconseja que una vez eclosionada la larva, el manejo se reduzca al mínimo hasta la etapa de juvenil o cría que, dependiendo de la temperatura de cultivo, inicia alrededor de los 30 mm de longitud estándar, talla que se alcanza ≈ 74 dpe a 19.4 °C en *C. humboldtianum* (Ramírez-Sevilla 2006), pues con ello se reduce el riesgo de lesiones en las larvas, ya que para entonces se han osificado sus estructuras de soporte y su cuerpo ya está cubierto de escamas.

Para *C. promelas*, Villicaña (1999) recomienda el manejo de los organismos para el monitoreo del crecimiento sólo a partir de los 5 cm de longitud total.

Tanto para los desoves manuales como para las biometrías en el seguimiento del crecimiento o de la madurez gonádica y del estado general de los peces, es aconsejable el uso de anestésicos. Mares-Báez y Morales-Palacios (2003) aplican xilocaína potenciada con bicarbonato de sodio a una concentración de 50 ppm para una sedación ligera (Alvarado y Ruíz 1996) durante 60 segundos en reproductores de *C. estor*, 30 segundos para el muestreo y 110 segundos para la recuperación. Ross *et al.* (2007) aplicaron a individuos de *C. estor* de 7.7 g, tanto benzocaína como bajas temperaturas (hipotermia) como medio de sedación, con las que se produjo una combinación óptima de 15 °C con 12 mg/l de benzocaína para una sedación estable.

Crecimiento de *Chirostoma humboldtianum* en laboratorio

El crecimiento obtenido para *C. humboldtianum* en condiciones de laboratorio para las etapas larvaria, juvenil y adulta por Ramírez-Sevilla (2006) se muestra en las *tablas 16, 17 y 18*. El crecimiento se ajusta a modelos potenciales para edades hasta de 452 dpe, lo que corresponde a 1.23 años.

TABLA 16
Modelos que relacionan longitud estándar con la edad
de *Chirostoma humboldtianum*

Periodo	Modelo	R^2	n	Intervalo de edad [dpe]
Larval	$LS = 1.57791 x^{0.71934}$	0.97	949	3-67
Juvenil	$LS = 3.45666 x^{0.55339}$	0.91	169	74-300
Adulto	$LS = 0.47323 x^{0.89547}$	0.72	46	300-452
Global	$LS = 0.82004 x^{0.61902}$	0.965	1 186	3-452

Tomado de Ramírez-Sevilla (2006). LS = longitud estándar en mm; x = edad; dpe = días post eclosión.

TABLA 17
Modelos que relacionan peso con edad de *Chirostoma humboldtianum*

Periodo	Modelo	R^2	n	Intervalo de edad [dpe]
Larval	$P = 0.00515 x^{2.67146}$	0.92	419	21-67
Juvenil	$P = 0.37782 x^{1.67449}$	0.82	169	74-300
Adulto	$P = 0.00127 x^{2.65948}$	0.7	46	300-452
Global	$P = 0.03183 x^{2.17278}$	0.968	624	21-452

Tomado de Ramírez-Sevilla (2006). P = peso en mg; x = edad; dpe = días post eclosión.

TABLA 18
Modelos de la relación longitud-peso de *Chirostoma humboldtianum*

Periodo	Modelo	R ²	n	Intervalo de talla (mm)
Larval	P = 0.00419 LS ^{3.25369}	0.99	419	10.0-38.2
Juvenil	P = 0.00887 LS ^{3.02902}	0.99	169	28.1-94
Adulto	P = 0.01058 LS ^{2.99243}	0.98	46	64.7-145.5
Global	P = 0.00544 LS ^{3.16485}	0.998	698	10-165

Tomado de Ramírez-Sevilla (2006). P = peso; LS = longitud estándar.

Crecimiento de crías en estanques rústicos

En la Granja de Tizapán el Alto, Jalisco, en la ribera del Lago de Chapala, Villicaña (1999) obtuvo crías de *C. promelas* de tallas de 3 cm a 6 cm de longitud total en 75 días de cultivo en estanques rústicos, y considera una sobrevivencia de 10% desde la etapa de incubación hasta la de crías de las tallas arriba mencionadas. Uno de los aspectos que se deben controlar en la estanquería rústica es el de la depredación de las crías por insectos y larvas de insectos. Se obtuvieron peces de 15.5 cm y 26.3 g promedio en dos años de cultivo, lo que evidencia la importancia de la producción de alimento vivo con la fertilización del estanque para la producción de crías; se fertilizó con vacaza a una tasa de una tonelada/ha seguido de la aplicación de Dipterex a 1 ppm (partes por millón) para el control de los insectos. Se proporcionó alimentación complementaria con balanceado para trucha.

Las condiciones de cultivo en estanquería rústica o de concreto permiten la producción de alimento vivo diverso y a menor costo con fertilización orgánica o inorgánica. Una práctica de fertilización en un estanque de 225 m² que se realizó en el CRIP, fue con cama de pollo (56 kg), urea (2 kg) y superfosfato triple (500 g) en estanque de concreto (Berasain *et al.* 2006).

V. Sanidad y manejo

Se ha reportado la presencia de bacterias de los géneros *Aeromonas* y *Vibrio* en reproductores de *C. humboldtianum* (Blancas-Arroyo 2003a, 2003b) en laboratorio. Asimismo, se han identificado *Pseudomonas*, cocos, diplococos y estreptococos Gram positivos y bacilos Gram negativos del tipo *Flexibacter*, *Mixobacterias* o *Flavobacterias* en juveniles y adultos de *C. estor* (Alaye *et al.* 2009). Se registró presencia del hongo *Saprolegnia parasitica* en los meses de invierno en los que las temperaturas del agua son menores a los 15 °C (Rosas 1970, Martínez-Palacios *et al.* 2004) con mayor prevalencia si el cultivo se realiza en agua dulce.

Los protozoarios son otro grupo importante de parásitos y muchos de ellos están asociados a mala calidad del agua, que puede contener fases libres infectivas, o a condiciones ambientales poco favorables, como sucedió en reproductores de *C. estor* que fueron infectados por *Ichthyophthirius* sp. (Hernández-Martínez 2007). Asimismo, crías de la granja de Zacapu fueron infectadas por *Saprolegnia* sp., *Trichodina* sp., *Costia* sp. e *Ichthyophthirius* sp., al parecer ocasionada por “manejo, inadecuadas condiciones de alimentación y altas densidades” (SEPESCA 1994).

Existen reportes de helmintos parásitos en pescado blanco como el nemátodo *Contracaecum* sp., en un reproductor de *Chirostoma estor* cultivado en tanques de geomembrana, así como del acantocéfalo *Polymorphus brevisy* del hirudineo *Myzobdella patzcuarensis* (Hernández-Martínez *et al.* 2006).

Los crustáceos parásitos son otra causa importante del deterioro de la salud del pescado blanco, ya que en sistemas de cultivo cuya principal fuente de agua son presas o embalses se ha reportado la presencia de *Lerne*a sp. (Hernández-Martínez *et al.* 2011), localizado en la superficie corporal y en la cavidad bucal. Estos parásitos ocasionan lesiones en el

epitelio, que si no se atienden de forma adecuada pueden infectarse debido a patógenos oportunistas tales como bacterias u hongos.

Estrés

Si bien no es una enfermedad, el estrés es un estado que predispone a los peces a ser más susceptibles a enfermedades debido a los cambios bioquímicos en el organismo. Es importante detectar el comportamiento de los peces sometidos a estrés; es común que el pescado blanco intente escapar tan sólo por la presencia de alguna persona en la orilla del tanque y se golpee en las paredes ocasionándose lesiones; igualmente esto le puede provocar agotamiento y dificultades para adaptarse a nuevas circunstancias, y si la tensión persiste pudiera dejar de alimentarse y morir (Mares-Báez, *com. pers.*). Dado que las especies de pescado blanco son particularmente sensibles al manejo pues les causa estrés y provoca mortalidad, se recomienda la sedación para el seguimiento del crecimiento y el estado de salud de los peces, para la realización de los desoves manuales, para el transporte dentro o fuera de las instalaciones.

Enfermedad de las burbujas

El agua proveniente de pozos puede contener altos niveles de nitrógeno, anhídrido carbónico y ácido sulfhídrico disueltos que pudieran desplazar el oxígeno; la sobresaturación con los gases disueltos, tales como el nitrógeno, generan la enfermedad de la burbuja en los peces, en el interior de los tejidos, bajo la piel, en ojos, aletas o boca (Shepherd y Bromage 1999). Este fenómeno se ha observado en pez blanco de la granja de Zacapu y en los estanques del CRIP-Pátzcuaro, debido a que en ambos casos el agua proviene de pozos. Los peces blancos que sufren esta enfermedad no se recuperan, los tejidos se dañan, se producen derrames y los peces finalmente mueren (Rojas-Carrillo, *obs. pers.*). Una forma de evitar esta enfermedad es teniendo aireación adecuada del agua antes de su descarga al cultivo, así como manteniendo buena ventilación para evitar la acumulación de gases por descomposición de materia orgánica o por sobresaturación si el aire es aspirado a presión por válvulas y tuberías (Shepherd y Bromage 1999).

Existen instituciones encargadas del control sanitario de las especies que se cultivan, como el Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico y Prevención de Enfermedades de Organismos Acuáticos a Nivel Nacional (PRONALSA), coordinado por CONAPESCA-SAGARPA, estas instancias además se vinculan con los comités estatales de Sanidad Acuícola y el Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). La Red de Diagnóstico está constituida por instituciones académicas y de investigación.

VI. Insumos del cultivo

Reproductores

Los reproductores no son aún un insumo que se comercialice, ya que el cultivo está en etapa experimental. Se requeriría un certificado de autenticidad de la especie que se adquiriera.

Juveniles

Los juveniles son eventualmente el insumo más requerido para la engorda; sin embargo, por mantenerse en etapa experimental no hay oferta, aun así, cierto número de ellos ha sido destinado a siembras para transferencia tecnológica.

Alimento vivo

Para la alimentación de las etapas larvaria y juvenil temprana se utiliza *Artemia salina* o *A. franciscana* producida en Estados Unidos y ofertada en forma de quistes. Los cultivos de rotíferos también constituyen un insumo que se produce en el mismo laboratorio contando con la cepa, lo mismo que las microalgas en cultivo para la alimentación de los rotíferos.

Otros alimentos

Éstos varían desde alimento balanceado en forma de hojuelas, hasta pececillos vivos, carne de pescado, de calamar, de res, lombrices, o alimento balanceado para trucha y tilapia aplicados para etapas juvenil y adulta.

Otros insumos

Medicamentos, anestésicos, desinfectantes.

VII. Estadísticas de producción

Las cifras que se muestran en las *figuras 29 y 30* se refieren a la producción de crías para trabajo experimental en el CRIP-Pátzcuaro-INAPESCA o para siembra por parte de la Reserva Ecológica de Urandén en el Lago de Pátzcuaro, operada por el gobierno del estado, ya que no se ha alcanzado la etapa de producción comercial ni existen unidades de producción acuícola de estas especies.



FIG. 29. Producción de crías en el CRIP-Pátzcuaro, Michoacán (2006-2010). Fuente: DOF (2012).

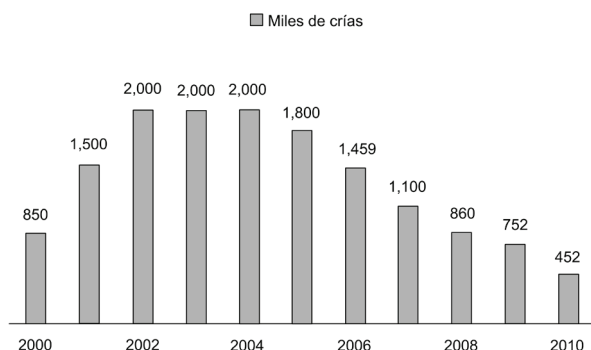


FIG. 30. Producción de crías de pescado blanco en la Reserva Ecológica Urandén, Michoacán (2000-2010). Fuente: DIF (2012).

Otros laboratorios en los que se producen crías de pescado blanco para investigación son los del Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IIAF) de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, la UAM-Iztapalapa y el Centro Acuícola de Pátzcuaro (CONAPESCA-SAGARPA).

Respecto a la producción pesquera del Lago de Pátzcuaro, es menester mencionar que ha habido un fuerte descenso ocasionado por la sobreexplotación, las condiciones de degradación ecológica del lago aunque también una falta de registro, según comunicación personal de Hernández-Montaño (CRIP-Pátzcuaro) (Fig. 31).

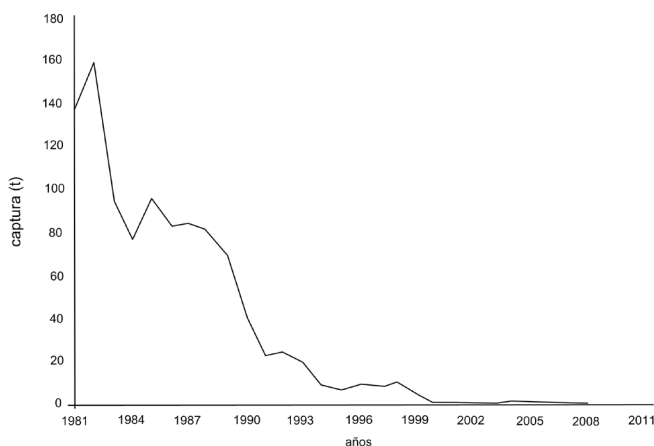


FIG. 31. Producción de pescado blanco en el Lago de Pátzcuaro. Fuente: Hernández-Montaño *com. pers.* CRIP-Pátzcuaro.

Mercado

El pescado blanco goza de amplia demanda local y regional pero insatisfecha, sus precios aumentan cada año por la limitación de su oferta debida fundamentalmente a la sobreexplotación pesquera en sus lugares de origen. En la actualidad, el precio por kilogramo fluctúa de \$200.00 a \$400.00 (DOF 2012). En Pátzcuaro se puede adquirir directamente de los pescadores o a través de intermediarios que lo compran al pescador y lo ofertan en el mercado local o en centros de acopio como en Ojo de Agua y Tzintzuntzan.

Su presentación es fresco, eviscerado, entero o fileteado en corte mariposa. Hoy en día la talla de pescado blanco que se expende en Pátzcuaro ha disminuido por efecto de la sobreexplotación; se encuentran ejemplares de 17 cm hasta 20 cm o 22 cm (Fig. 32).



FIG. 32. Pescado blanco congelado y comprado en los centros de acopio, Lago de Pátzcuaro. Fotografía de P. Rojas-Carrillo.

VIII. Directrices para la actividad

- Programa Nacional de Banco de Genoma de especies acuícolas para el mantenimiento de lotes certificados (DOF 2012).
- Promover el cuidado y el reciclamiento del recurso agua (DOF 2012).
- Mejorar la eficiencia de la producción para ofertar el volumen de producción de crías requeridas (DOF 2012).

IX. Investigación y biotecnología

- Es necesaria una nutrición menos costosa de larvas y crías.
- Producción de alimento específico para juveniles, adultos y reproductores.
- Formación de lotes de reproductores dentro de un programa de mejoramiento genético.
- Formación de un banco de genoma de las especies de pescado blanco.
- Saneamiento de las cuencas de Pátzcuaro y Chapala y recuperación del estado de sobreexplotación de las poblaciones de pescado blanco.
- Desarrollar cultivos piloto que evalúen la rentabilidad de diferentes propuestas biotecnológicas amigables con el medio ambiente.

X. Normatividad

De acuerdo con la Carta Nacional Acuícola (DOF 2012), las normas que aplican para la administración del recurso acuícola pescado blanco son las que se presentan en la *tabla 19*.

TABLA 19
Normas Oficiales Mexicanas de aplicación a la actividad
acuícola con pescado blanco

<i>Norma</i>	<i>Título</i>	<i>Fecha de publicación</i>
NOM-009-PESC-1993	Norma Oficial Mexicana NOM-009-PESC-1993, que establece el procedimiento para determinar las épocas y zonas de veda para la captura de las diferentes especies de la flora y fauna acuáticas, en aguas de jurisdicción federal de los estados unidos mexicanos.	4 de marzo de 1994
NOM-010-PESC-1993	Norma Oficial Mexicana NOM-010-PESC-1993, que establece los requisitos sanitarios para la importación de organismos acuáticos vivos en cualesquiera de sus fases de desarrollo, destinados a la acuacultura u ornato, en el territorio nacional.	16 de agosto de 1994
NOM-011-PESC-1993	Norma Oficial Mexicana NOM-011-PESC-1993, regula la aplicación de cuarentenas a efecto de evitar la introducción y dispersión de enfermedades certificables y notificables en la importación de organismos acuáticos vivos en cualesquiera de sus fases de desarrollo, destinados a la acuacultura y ornato en los estados unidos mexicanos.	16 de agosto de 1994
NOM-001-SEMARNAT-1996	Que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales.	6 de enero de 1997
NOM-003-SEMARNAT-1997	Que establece los límites máximos permisibles de contaminantes para las aguas residuales tratadas que se reusen en servicios al público.	21 de septiembre de 1998

XI. Literatura citada

- AGUILAR PJF. 1993. Crecimiento, supervivencia y reproducción del charal *Chirostoma humboldtianum* en el embalse San Felipe Tiacaque, Edo. de México. Tesis de Licenciatura, Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, UNAM. México. 37p.
- ALAYE RN. 2006. Actualización de la información técnica para el manejo pesquero del Lago de Pátzcuaro y actividades relativas a la ejecución del plan de manejo. Informe de investigación (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca. 104p.
- ALAYE RN, JJ Morales y F Estrada. 2009. Sanitary assessment of water and organisms in *Menidia estor* aquaculture. *World Aquaculture*, Veracruz, México. 25 al 29 de septiembre de 2009.
- ALVARADO OJM y TS Ruíz A. 1996. Uso de los anestésicos ms-222, Xilocaina y Xilocaina potenciada con bicarbonato de sodio en el manejo y transporte de pescado blanco *Chirostoma humboldtianum*, Valenciennes, 1835 (Pisces: Atherinidae) de la Laguna de Zacapu, Michoacán. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Guadalajara. 158p.
- ARMIJO-ORTÍZ A y L Sasso-Yada. 1976. Observaciones preliminares en acuarios sobre incubación y alevinaje de Aterinidos (*Chirostoma* spp.) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. Conferencia Técnica de la FAO sobre Acuicultura, Kyoto, Japón 26 mayo-2 de junio. FAO. FIR:AQ/CONF/76/E.46.
- BAGENAL TB. 1978. *Methods for assessment of fish production in freshwater*. 3ª ed. Blackwell Scientific Publication, Oxford, England. 365p.
- BARBOUR CD. 1973. The systematics and evolution of the genus *Chirostoma* sp. Swainson (Pisces: Atherinidae). *Tulane Studies in Zoology and Botany* 18(3): 97-141.
- BARRIGA-SOSA IA. 2001. Variabilidad morfométrica, merística y molecular de especies del género *Chirostoma* (Pisces: Atherinopsidae). Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas, UAM-Iztapalapa. 199p.
- BARRIGA-SOSA IA. 2003. Estudios sobre la variabilidad morfológica y genética molecular en el género *Chirostoma* realizados en la PEXPA UAM-Iztapalapa. En:

- P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 107-123.
- BARRIGA-SOSA IA, AL Ibáñez-Aguirre y JL Arredondo-Figueroa. 2002. Morphological and genetic variation in seven species of the endangered *Chirostoma humboldtianum* species group (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Revista Biología Tropical* 50(1): 199-216.
- BERASAIN GE, DC Colautti y LA Miranda. 2006. Informe preliminar del trabajo desarrollado por la misión Argentina en el proyecto de cooperación técnica pez blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma estor estor*) / pejerrey (*Odontesthes bonariensis*). Cooperación Técnica entre Argentina y México patrocinada por la Agencia de Cooperación Internacional del Japón. (JICA). Marzo de 2006. Instituto Nacional de la Pesca. CRIP-Pátzcuaro. 38p.
- BLANCAS AGA, IA Barriga S, T Morato C, CM Romero R y JL Arredondo F. 2008. Desarrollo ovárico y su relación con las concentraciones de 17 β -estradiol y 17 α hidroxi-4-pregnen-3-ona en hembras de primera maduración de pez blanco *Chirostoma humboldtianum* (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Veterinaria México* 39(1): 67-80.
- BLANCAS-ARROYO G, G Figueroa-Lucero, IA Barriga-Sosa y JL Arredondo-Figueroa. 2003a. Aportaciones al cultivo del pez blanco *Chirostoma humboldtianum* (Pisces: Atherinopsidae). En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 155-168.
- BLANCAS-ARROYO G, G Figueroa-Lucero, JL Arredondo-Figueroa e IA Barriga-Sosa. 2003b. Primeras experiencias sobre el manejo de reproductores de pez blanco (*C. humboldtianum* Valenciennes, 1835) bajo condiciones controladas. *II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura*. CIVA 2003 (<http://www.civa203.org>).
- BLANCAS-ARROYO G, G Figueroa-Lucero, IA Barriga-Sosa y JL Arredondo-Figueroa. 2004. Effects of an artificial photothermal cycle on the reproduction of the shortfin silverside, *Chirostoma humboldtianum*, Valenciennes, 1835 (Pisces: Atherinopsidae). *Aquaculture* 241: 575-585.
- CAMPOS MA. 2000. Comparación del crecimiento de tres especies del género *Chirostoma* (Pisces: Atherinidae) en cultivo experimental dentro de sistemas parciales de recirculación de agua. Tesis de Maestría. UMSNH. Morelia, Mich. 70p.
- CASTRO-AGUIRRE JL y H Espinosa-Pérez. 2006. Los peces de la familia Atherinopsidae (Teleostei: Atheriniformes) de las lagunas costeras neutras e hipersalinas de México. *Hidrobiológica* 16(1): 89-101.
- CHÁVEZ-TOLEDO C. 1987. Ictiofauna del Alto Lerma: aspectos sistemáticos, zoogeográficos y ecológicos. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN, México. 51p.
- De Buen F. 1944. Huevos, crías, larvas y jóvenes de *Chirostoma* del Lago de Pátzcuaro. Estación Limnológica de Pátzcuaro. Secretaría de Marina. 14p.

- DÍAZ-PARDO E y C Chávez-Toledo. 1987. Resultados preliminares del estudio ictio-faunístico de la cuenca Lerma-Chapala. México. *Proc. Desert. Fishes Council*. XVI-X VII pp: 126-140.
- DÍAZ-PARDO E, MA Godínez-Rodríguez, E López-López y E Soto-Galera. 1993. Ecología de los peces de la cuenca del río Lerma, México. *Anales Escuela nacional de Ciencias Biológicas* 39: 103-127.
- DOF. 2010. Norma Oficial Mexicana-059-ECOL-2001-Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres- Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario . Oficial de la Federación. México. 30 de diciembre de 2010.
- DOF. 2012. Carta Nacional Acuícola. Diario Oficial de la Federación. México. 6 de junio de 2012.
- DYER BS y B Chernoff. 1996. Phylogenetic relationships among atheriniform fishes (Teleostei: Atherinomorpha). *Journal of the Linnean Society* 117: 1-69.
- ECHELLE AA e IA Echelle. 1984. Evolutionary genetics of a "species flock": atherinid fishes on the mesa central of México. *En: AA Echelle y I Kornfield (eds.). Evolution of fish species flock*. 1984. University of Maine Press, Orono.
- ESPINO-BARR E, A González-Vega, H Santana-Hernández y H González-Vega. 2008. *Manual de biología Pesquera*. Instituto Nacional de la Pesca/Universidad Autónoma de Nayarit. 131p.
- ESPINOSA PH, MT Gaspar-Dillanes y P Fuentes-Mata. 1993. *Listados faunísticos de México. III. Los peces dulceacuícolas Mexicanos*. Universidad Nacional Autónoma de México. 1-98 + mapa.
- FIGUEROA LG, C Hernández-Rubio, G Ríos B y ML Sevilla H. 1999. Bioensayos de alimentación en alevinos de *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes) (Pisces: Atherinopsidae) bajo condiciones de laboratorio. *Anales Escuela nacional de Ciencias Biológicas* 45: 17-23.
- FIGUEROA LG, J Paulo-Maya y MC Hernández-Rubio. 2003. Retrospectiva y avances en el conocimiento de la biología y ecología de los charales y peces blancos del género *Chirostoma* (Atheriniformes: Atherinopsidae) en la ENCB-IPN. *En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 29-48.
- FLORES RL. 1985. Contribución al conocimiento de la biología de las hembras del charal *Chirostoma humboldtianum* Valenciennes (Pisces: Atherinidae) del embalse Huapango, Estado de México. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. 49p.
- GARCÍA DE LEÓN FJ. 1984. Ecología pesquera, alimentación y ciclo gonádico de *Chirostoma estor* Jordan y *Micropterus salmoides* Lacépède, en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. Tesis de Licenciatura. UANL. Facultad de Ciencias Biológicas. Monterrey, N.L. 172p.

- HERNÁNDEZ MD y A Orbe M. 1991. Edad y crecimiento del pescado blanco *Chirostoma estor* Jordan (Pisces: Atherinidae) y su papel en la pesquería del lago de Pátzcuaro. Michoacán, México. Informe técnico (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca. CRIP-Pátzcuaro.
- HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ M. 2007. Estado sanitario de pescado blanco (*Chirostoma estor*) cultivado. Informe técnico (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca. Dirección General de Investigación en Acuicultura. 11p.
- HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ M. 2012. Efecto del alimento vivo enriquecido con *Lactobacillus casei* en la sobrevivencia y crecimiento de larvas y juveniles de *Chirostoma estor* (Pisces: Atherinopsidae). [Http://www.inapesca.gob.mx/portal/publicaciones/34-efecto-del-alimento-vivo-enriquecido-con-lactobacillus-casei-en-la-sobrevivencia-y-crecimiento-de-larvas-y-juveniles-de-Chirostoma-estor-pisces-atherinopsidae](http://www.inapesca.gob.mx/portal/publicaciones/34-efecto-del-alimento-vivo-enriquecido-con-lactobacillus-casei-en-la-sobrevivencia-y-crecimiento-de-larvas-y-juveniles-de-Chirostoma-estor-pisces-atherinopsidae)
- HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ M, G Mares-Báez, S Sabanero-Meza y G León-Ceras. 2011. Cultivo de pescado blanco (*Chirostoma estor*) en estanquería rústica. Informe trimestral (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca. CRIP-Pátzcuaro. 15p.
- HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ M, FD Estrada-Navarrete, E Arredondo-Vargas, G Mares-Báez, S Sabanero-Meza, G León-Ceras, C Osuna-Paredes y N Hernández. 2006. Aspectos sanitarios asociados al cultivo de pescado blanco (*Chirostoma estor estor*) en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. I Conferencia Latinoamericana sobre cultivo de peces nativos; III Conferencia Mexicana sobre cultivo de peces nativos. Morelia, Michoacán, México. 18 al 20 de octubre de 2006.
- HERNÁNDEZ-RUBIO MC, G Figueroa-Lucero, IA Barriga-Sosa, JL Arredondo-Figueroa y T Castro-Barrera. 2006. Early development of the shortfin silverside *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes, 1835) (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Aquaculture* 261: 1440-1446.
- HERRERA BH. 1979. Características y manejo del Lago de Pátzcuaro, Mich. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 82p.
- LIMÓN JG0, T Lind, DS Vodopich, R Doyle y BG Trotter. 1989. Long-and short-term variation in the physical and chemical limnology of a large, shallow, turbid tropical lake (Lake Chapala, Mexico). *Arch. Hydrobiol. Suppl* 83(1): 57-81.
- MALDONADO R. 1996. Algunos aspectos reproductivos de *Chirostoma humboldtianum* durante el periodo otoño-invierno en la laguna de Zacapu, Mich. Memoria de actualización profesional. Facultad de Biología. UMSNH. México. 49p.
- MARES-BÁEZ LG y JJ Morales-Palacios. 2003. Contribución al estudio del cultivo de pescado blanco *Chirostoma estor estor* en el Centro Regional de Investigación Pesquera de Pátzcuaro, Mich. En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 143-153.
- MARES-BÁEZ LG, JJ Morales P, N Hernández Z, S Sabanero M y F León J. 1999. Comportamiento de reproductores de pez blanco *Chirostoma estor* del lago de Pátzcuaro, Mich., en condiciones de cautiverio. *Memorias de la IV Reunión*

- nacional de redes de investigación en acuicultura*. Instituto Nacional de la Pesca. Cuernavaca, Morelos, 19 al 21 octubre 1999. pp: 129-134.
- MARES-BÁEZ LG, R Pedroza I, JJ Morales-Palacios, S Sabanero-Meza, S de Jesús H y DL Villagómez Z. 2002. Evaluación de dos tipos de presentación de alimentos a crías de pescado blanco *Chirostoma estor* en laboratorio. Informe de avances. Noviembre 2002. (Documento interno). CRIP-Pátzcuaro. Instituto Nacional de la Pesca. 35p.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA y MG Ríos-Durán. 2007. Efecto del nivel de carbohidratos en la dieta sobre el crecimiento y la supervivencia de juveniles de pez blanco (*Menidia estor*). *Resúmenes 3er Congreso Estatal de Ciencia y Tecnología (COECYT)*. 4 octubre 2007. Casa de Gobierno, Morelia, Mich.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, E Barriga-Tovar, JF Taylor, MG Ríos-Durán y LG Ross. 2002. Effect of temperature on growth and survival of *Chirostoma estor estor*, Jordan 1879, monitored using a simple video technique for remote measurement of length and mass of larval and juvenile fishes. *Aquaculture* 209: 369-377.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, MG Ríos-Durán, A Campos-Mendoza, MC Aguilar y LG Ross. 2003. Desarrollo tecnológico alcanzado en el cultivo del pez blanco de Pátzcuaro. En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 169-139.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, L Ambriz-Cervantes, KJ Jauncey y LG Ross. 2007. Dietary protein requirement of juvenile Mexican Silverside (*Menidia estor* Jordan 1879), a stomachless zooplanktophagous fish. *Aquaculture Nutrition* 13: 304-310.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, J Comas-Mote, JA Tello-Ballinas, EM Toledo-Cuevas y LG Ross. 2004. The effects of saline environments on survival and growth of eggs and larvae of *Chirostoma estor estor* Jordan 1879. (Pisces: Atherinidae). *Aquaculture* 238: 509-522.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, IS Racotta, MG Ríos-Durán, E Palacios, M Toledo-Cuevas y LG Ross. 2006. Advances in applied research for the culture of Mexican silversides (*Chirostoma*, Atherinopsidae). *BIOCELL* 30(1): 137-148.
- MARTÍNEZ-PALACIOS CA, JC Chávez-Sosa, VO Santoyo-Guzmán, A Campos-Mendoza, CC Martínez-Chávez y LG Ross. 2007. The effect of photoperiod on the reproduction of *Chirostoma estor estor* Jordan 1879 from lago de Pátzcuaro, México. Short communication. *Journal of Applied Ichthyology* 23: 621-623.
- MEDINA NM. 1993. Ictiofauna de la Subcuenca del Río Angulo Cuenca Lerma-Chapala, Michoacán. Tesis de Licenciatura. Escuela de Biología, UMSNH. México. 146p.
- MILLER RR, WL Minckley y SM Norris. 2005. *Freshwater fishes of México*. The University of Chicago Press. 490p.

- MONCAYO ER, C Escalera G y V Segura G. 2003. Los pescados blancos del lago de Chapala. Características generales. En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 51-77.
- MORALES-VENTURA J, G Figueroa-Lucero y N Navarrete-Salgado. 2001. Crecimiento de larvas de *Chirostoma humboldtianum* a distintas densidades alimentadas con *Brachionus rubens*. *Resúmenes XVI Congreso Nacional de Zoología*. 28 octubre-1 noviembre 2001. Zacatecas, Zac.
- MORELOS-LÓPEZ MG, V Segura-García y A Chacón-Torres. 1994. Desarrollo embrionario del pez blanco de Pátzcuaro *Chirostoma estor* Jordan 1879 (Pisces: Atherinidae). *Zoología Informa* 27: 22-46.
- MORENO MA. 1994. Reproducción de *Chirostoma humboldtianum* en el embalse Cointzio, Michoacán. *Memoria Resúmenes IV Congreso Nacional de Ictiología*. Morelia, Mich. México.
- MORRONE JJ. 2005. Hacia una síntesis biogeográfica de México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 76(2): 207-252.
- PALACIOS-SAUCEDO MC. 1998. Ciclo ovárico y desarrollo embrionario del pez blanco de Zacapu *Chirostoma humboldtianum* Valenciennes 1835. (Pisces: Atherinidae) en condiciones de cautiverio. Tesis de Licenciatura, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Michoacán. México.
- PAULO-MAYA J, G Figueroa-Lucero y M Soria-Barreto. 2000. Peces dulceacuícolas mexicanos XIX *Chirostoma humboldtianum* (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Zoología Informa* 43: 59-74.
- PENALOZA-CAMARGO ML, A Sotelo-López, JA Aguilar-Navarro, A Sánchez-Chinchillas y CA Martínez-Palacios. 2006. Determinación del contenido de aminoácidos libres en juveniles del pez blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma estor estor*). *Resúmenes Latin American Conference on Aquaculture of Native Fishes y II Congreso Estatal de Ciencia y Tecnología*. Zamora Mich., Méx. Nov. 2006.
- PERALTA CCL. 1991. Ciclo gonádico a nivel histológico en hembras de *Chirostoma estor copandaro* (pescado blanco) en el Lago de Pátzcuaro, Mich. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. 116p.
- PÉREZ VH y FJ García de León. 1985. Edad y crecimiento de *Chirostoma estor* Jordan (Pescado Blanco) y *Micropterus salmoides* Lacépède (Lobina Negra), en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, Méx. *Boletín del Departamento de Biología*, Escuela de Biología. UMSNH. 1: 23-47.
- RAMÍREZ-SEVILLA R. 2006. Biología reproductiva y ontogenia de *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes1835) (Pisces: Atherinopsidae) en condiciones de laboratorio. Tesis de Doctorado. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. 155p.
- RICKER WE. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Fisheries and marine services Ottawa. Bulletin* 191. 382p.
- RÍOS-DURÁN MG, M Reinoso, E Toledo y C Martínez-Palacios. 2006. Requerimientos de vitamina C en juveniles de pez blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma*

- estor Jordan, 1879). *Resúmenes I Conferencia Latinoamericana sobre cultivo de peces nativos y III Conferencia Mexicana sobre cultivo de peces nativos*. Morelia, Michoacán, México. 18 al 20 de octubre.
- ROJAS-CARRILLO PM. 2003. Cultivo de pescado blanco del lago de Pátzcuaro. Una revisión de las investigaciones del Instituto Nacional de Pesca. En: P Rojas-Carrillo y D Fuentes-Castellanos (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México, pp: 15-27.
- ROJAS-CARRILLO PM y LG Mares-Báez. 1988. Cultivo de pescado blanco. Informe de Labores 1986-1988. Instituto Nacional de la Pesca. Centro Regional de Investigación Pesquera de Pátzcuaro. 18p.
- ROJAS-CARRILLO PM y JF Barba-Torres. 2003. Temperatura óptima de incubación del pescado blanco (*Chirostoma estor*) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. *Inpesca Journal* 1: 67-71.
- ROJAS-CARRILLO PM y LG Mares-Báez. 2000. Larval development of pescado blanco *Chirostoma estor* of lake Pátzcuaro, Mich. México. *80th Annual Meeting American Society of Ichthyologists and Herpetologists*. La Paz, BCS, 14 al 20 junio 2000. 18p.
- ROJAS-CARRILLO PM, S Serrano G, LG MaresBáez, F León J y G León M. 1998. Crecimiento de larvas de pescado blanco *Chirostoma estor* Jordan. *Resúmenes VI Congreso Nacional de Ictiología*. 21-24 octubre 1998. Tuxpan, Ver. México.
- ROSAS MM. 1970. Pescado blanco (*Chirostoma estor*), su fomento y su cultivo en México. *Secretaría de Industria y Comercio*. Serie de divulgación Instructivo 3. México. 88p.
- ROSAS MM. 1976. *Peces dulceacuícolas que se explotan en México y datos sobre su cultivo*. Instituto Nacional de la Pesca. 135p.
- ROSAS MM. 1981. *Biología acuática y piscicultura en México*. Secretaría de Educación Pública. Serie Materiales Didácticos en Ciencia y Tecnología del Mar. México. 379p.
- ROSS LG, CA Martínez-Palacios, MC Aguilar-Valdez, MCM Beveridge y MC Chávez-Sánchez. 2006. Determination of feeding mode in fishes: the importance of using structural and functional studies in conjunction with gut analysis in a selective zooplanktivore *Chirostoma estor* Jordan 1880. *Journal of Fish Biology* 68: 1782-1794.
- ROSS LG, J Sánchez-Blanco, C Martínez-Palacios, IS Racotta y M Toledo-Cuevas. 2007. Anaesthesia, sedation and transportation of juvenile *Menidia estor* (Jordan) using benzocaine and hypothermia. *Aquaculture Research* 38: 909-917.
- SARMA SSS, S Nandine, M Rodríguez G y A Luna A. 1998. *Rotifer cultivation technology for aquaculturists. Field and Laboratory Manual*. UNAM. Acuario de Veracruz. México.
- SCHARPF C. 2007. Annotated checklist of North American freshwater fishes, including subspecies and undescribed forms. Part III: Atherinopsidae through Synbranchidae. *American Currents* 33(4): 1-40.

- SEPESCA. 1994. *Cultivo de Pez Blanco*. Secretaría de Pesca. Colección Nacional de Manuales de Capacitación. 23p.
- SHEPHERD J y N Bromage. 1999. *Piscicultura intensiva*. Acribia. Zaragoza, España. 405p.
- SOLÓRZANO PA. 1963. Algunos aspectos biológicos del pescado blanco del lago de Pátzcuaro, Mich. (*Chirostoma estor* Jordan, 1879). Instituto Nacional de Investigaciones Biológico Pesqueras. Dirección General de Pesca e Industrias Conexas. SIC. México. 15p.
- VILLICAÑA VF. 1999. Cultivo experimental del pescado blanco (*Chirostoma promelas*) en estanquería rústica. *Memorias de la IV Reunión Nacional de Redes de Investigación en Acuicultura*. Instituto Nacional de Pesca, pp: 135-137.
- VON BERTALANFFY L. 1938. A quantitative theory of organic growth (inquiries on growth laws. II). *Human Biology* 10(2): 181-213.
- WOYNAROVICH E y L Horváth. 1981. Propagación artificial de peces de aguas templadas: manual para extensionistas. *FAO, Doc. Téc. Pesca* (201): 187p.
- ZAMORA-MÉNDEZ S, IS Racotta, M Toledo-Cuevas y CA Martínez-Palacios. 2006. Respuestas fisiológicas al estrés por hipoxia en pez blanco (*Chirostoma estor estor*). *Resúmenes I Conferencia Latinoamericana sobre cultivo de peces nativos y III Conferencia Mexicana sobre cultivo de peces nativos*. Morelia, Michoacán, México. 18 al 20 de octubre.

Avances en el cultivo de pescado blanco
se terminó de imprimir en julio de 2013
en los talleres de Ediciones de la Noche
Madero #687, Zona Centro
44100, Guadalajara, Jalisco
El tiraje fue de 1,000 ejemplares.

www.edicionesdelanoche.com