

MANUAL PARA LA PRODUCCIÓN DE CRÍAS DE PESCADO BLANCO



Margarita Hernández-Martínez
Juan Antonio Tello-Ballinas
Sergio Sabanero-Meza
José Cristóbal Román-Reyes
Francisco Javier de La Cruz-González
María del Carmen Monroy-Dosta
Gerardo León-Ceras
Concepción Luna-Raya
Gustavo Alejandro Rodríguez-Montes de Oca

Manual para la producción de crías de pescado blanco

Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura

Dr. Pablo Roberto Arenas Fuentes
Director General

Ocean. Juan Carlos Lapuente Landero
Director General Adjunto de Investigación en Acuicultura

Dr. Ramón Isaac Rojas González
*Director General Adjunto
de Investigación Pesquera en el Atlántico*

M. en C. Pedro Sierra Rodríguez
Director General Adjunto de Investigación Pesquera en el Pacífico

Manual para la producción de crías de pescado blanco

MARGARITA HERNÁNDEZ-MARTÍNEZ

JUAN ANTONIO TELLO-BALLINAS

SERGIO SABANERO-MEZA

JOSÉ CRISTÓBAL ROMÁN-REYES

FRANCISCO JAVIER DE LA CRUZ-GONZÁLEZ

MARÍA DEL CARMEN MONROY-DOSTA

GERARDO LEÓN-CERAS

CONCEPCIÓN LUNA-RAYA

GUSTAVO ALEJANDRO RODRÍGUEZ-MONTES DE OCA



Revisión editorial: Ma. Teresa Gaspar-Dillanes, Elaine Espino Barr
Corrección de estilo: Lurdes Asiain Córdoba
Diagramación: Olivia Hidalgo Martín
Diseño de portada: Ana Ma. Calatayud
Fotografías: Margarita Hernández Martínez, Juan Antonio Tello Ballinas,
José Cristóbal Román-Reyes y Sergio Sabanero Meza
Imágenes: Margarita Hernández Martínez, Juan Antonio Tello Ballinas,
Gerardo León Ceras y Rafael Vélez Molina.

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

Primera edición, 2018

D.R.© 2018, Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura
Ave. México núm. 190, Col. Del Carmen,
C.P. 04100, Delegación Coyoacán, Ciudad de México.
<http://www.gob.mx/inapesca/>

Impreso y hecho en México
Printed and made in Mexico

Distribución gratuita

Contenido

Presentación.....	7
Introducción.....	9
Clasificación taxonómica.....	11
Distribución.....	13
Aspectos biológicos de la especie <i>Chirostoma estor</i>	15
Anatomía.....	15
Hábitat.....	15
Hábitos alimenticios.....	16
Manejo en cultivo.....	17
Calidad del agua.....	18
Unidades para mantenimiento de reproductores.....	20
Reproducción.....	22
Alimentación de reproductores.....	24
Obtención de huevo.....	26
Incubación de huevo.....	28
Infraestructura para cultivo de larvas.....	30
Infraestructura para cultivo de juveniles.....	31
Alimentación de larvas y juveniles.....	32
Evaluación del crecimiento.....	34
Ubicación de unidad de producción.....	35
Limpieza del sistema.....	36
Producción de alimento vivo.....	37
Cultivo de microalgas.....	37
Cultivo de rotíferos.....	42
Cultivo de <i>Artemia</i> sp.....	47
Cultivo de <i>Daphnia</i> sp.....	48
Parásitos y enfermedades en cultivo.....	50
Enfermedades parasitarias.....	50
Enfermedades nutricionales.....	56
Estrés.....	58

Enfermedad de la burbuja	58
Prevención de enfermedades	59
<i>Traslado de crías</i>	60
Orientaciones económicas para la producción de crías de pescado blanco. .	61
<i>Stock de reproductores de pescado blanco</i>	61
Producción de alimento vivo	62
Glosario	65
Literatura citada	67
Acerca de los autores	71

Presentación

Esta obra es el resultado del esfuerzo conjunto, la dedicación y toda la experiencia adquirida por más de 20 años de investigación del personal del Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro, del Instituto Nacional de Pesca y Acuacultura. En él, los autores describen los aspectos biológicos del pescado blanco para comprender de manera más práctica el manejo de la especie en cautiverio.

Su consulta permite al nuevo productor delimitar la infraestructura necesaria para mantener a los organismos en las mejores condiciones para su buen desarrollo, principalmente la reproducción y el mantenimiento de huevos, larvas y juveniles.

Asimismo, aquí se ofrecen consejos prácticos para superar cada etapa del crecimiento, así como la creación y el mantenimiento de los cultivos de apoyo necesarios para generar el alimento indispensable para cada etapa de vida del organismo.

Por último, el más importante aspecto que determina el éxito de la producción de crías de pescado blanco: la orientación que los autores incluyen relacionada con los costos de producción, con información detallada de los costos fijos y variables que se deben contemplar.

M. en C. Daniel Hernández Montaña

Introducción

El pescado blanco de Pátzcuaro, *Chirostoma estor estor* (Jordan 1880), es una especie representativa de la fauna nativa de agua dulce de México, que los purhépechas y mestizos de la ribera del lago conocen como *Khurucheche* o *Khuruchaurapiti*; es endémica y tiene un alto valor ecológico, cultural y comercial. Debido a su agradable sabor, las pocas espinas y su piel blanca, en el mercado local y en el regional tiene alta demanda y alcanza precios que van de \$250 a \$700 pesos por kilogramo, lo que la hace la especie de agua dulce de mayor valor económico, que compite incluso con especies marinas como el hua-chinango y el robalo.

Durante la últimas tres décadas, la composición de la captura pesquera del Lago de Pátzcuaro no ha cambiado o ha variado muy poco; la mayoría de los pescadores prefiere el charal (entre 20% y 30%), la carpa (entre 15% y 25%), la acúmara (20%), la lobina (18%) y la tilapia (10% a 20%), mientras que en la preferencia de pescado blanco y achoque se observa una disminución de 6% a 1%, ligada por la disponibilidad del recurso y la falta de registro en las capturas oficiales (Fig. 1), lo que dificulta conocer el estado de los recursos pesqueros y, más aún, determinar un probable colapso de esta pesquería.

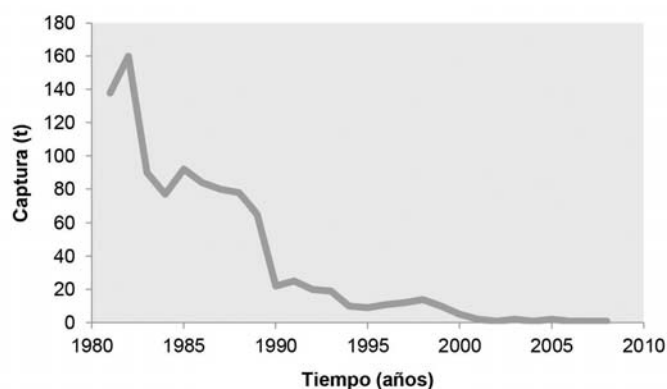


FIG. 1. Captura histórica de pescado blanco en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán.

A partir del año 1990, los volúmenes de captura empezaron a disminuir y en el día no se conoce el estado de la pesquería por la escasa disponibilidad del recurso y por la falta de registro en las capturas oficiales (Hernández-Montaño 2006).

De acuerdo con Rojas-Carrillo y Sasso-Yada (2005) la problemática del Lago de Pátzcuaro está relacionada con diversos aspectos, entre los que sobresalen: 1) impacto y disminución en la producción pesquera, 2) traslocaciones de especies de pescado blanco de otros lagos, 3) competencia y desplazamiento de especies nativas por introducción de especies exóticas, 4) dificultad para la identificación de especies, 5) hibridación entre especies del género *Chirostoma*, 6) sobreexplotación de la especie de pescado blanco, 7) alteración o desaparición de hábitats y el conjunto de estos factores colocan a la pesquería en un estatus de deterioro (DOF 2010); además de la existencia de especies exóticas de pescado blanco en el lago, *Chirostoma lucius* (Boulenger 1900), *Chirostoma estor copandaro* De Buen 1945 (Alaye 1993) y *C. humboldtianum* (Rojas-Carrillo *et al.* 1993 y 1995¹) complican el seguimiento del estado de las poblaciones de *C. estor*.

La acuicultura ha demostrado ser una alternativa para el rescate y la conservación de varias especies de organismos acuáticos cuyas poblaciones se han visto afectadas por las actividades humanas, en el caso del pescado blanco se puede incluir el enfoque productivo para el aprovechamiento sustentable de este valioso recurso. Las especies que han sido estudiadas para su cultivo son *Chirostoma estor* (Jordan 1879) y *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes 1835) (DOF 2010 y 2012).

Los conocimientos adquiridos a lo largo de 40 años, han permitido un notable avance en el desarrollo tecnológico para su cultivo, lo que ha permitido cerrar el ciclo de vida en condiciones de laboratorio, a pesar de ser una especie delicada y de difícil manipulación. Esto representa una oportunidad de crecimiento económico, dado que permite a los acuacultores diversificar su cultivo con una especie de alto valor en los mercados local, regional y nacional.

La presente obra deriva de las experiencias de investigadores y técnicos de investigación del Laboratorio de Acuicultura del Centro Regional de Investigación Pesquera (CRIP) en Pátzcuaro, que contribuirá al conocimiento de métodos y técnicas para la producción de crías de pescado blanco.

1. Rojas P, G Mares Báez, MP Toledo Díaz-Rubín. 1995. Abundancia relativa, estructura de tallas y proporción sexual de las especies del género *Chirostoma* del lago de Pátzcuaro. *Resúmenes XIII Congreso Nacional de Zoología*. Morelia, Mich. 21 a 24 de noviembre de 1995.

Clasificación taxonómica

Los pescados blancos y charales pertenecen a la familia Atherinopsidae y las especies pertenecientes a esta familia son de longitudes pequeña a moderada, de cuerpo delgado y comprimido, con una banda lateral plateada, boca y dientes pequeños y esencialmente sin línea lateral (Miller *et al.* 2005).

Algunos autores reubicaron el género *Chirostoma* Swainson 1839 en el género *Menidia* Bonaparte 1836 (Dyer y Chernoff 1996); sin embargo, nuevamente se utiliza el nombre original del género.

El género *Chirostoma* abarca 19 especies y seis subespecies, Barbour (1973a) divide las especies mexicanas del género *Chirostoma* en dos grupos: *Jordani* que incluye a los peces comúnmente llamados “pescado blanco”, que se caracterizan por ser organismos de longitud mayor a 20 cm de longitud total (LT); y el grupo *Arge* que incluye a los “charales” que presentan longitud máxima de 10 cm de longitud patrón (LP), excepto *Chirostoma grandocule* (Steindachner 1894), que puede alcanzar 17 cm de LP (Tabla 1).

TABLA 1

Especies de *Chirostoma* presentes en el Grupo *Jordani* y Grupo *Arge*

Grupo <i>Jordani</i>	Grupo <i>Arge</i>
<i>C. consocium</i>	<i>C. attenuatum</i>
<i>C. reseratum</i>	<i>C. zirahuen</i>
<i>C. chapalae</i>	<i>C. labarcae</i>
<i>C. estor</i>	<i>C. riojai</i>
<i>C. estor copandaro</i>	
<i>C. grandocule</i>	
<i>C. humboldtianum</i>	
<i>C. jordani</i>	
<i>C. lucius</i>	
<i>C. patzcuaro</i>	
<i>C. promelas</i>	
<i>C. sphyraena</i>	

Distribución

La distribución de las especies de pescado blanco está relacionada con la historia geológica de la región central de México, que dio origen a elevaciones montañosas en el Pleistoceno que condujo a la formación de lagos y cuencas endorréicas (Barbour 1973b). *Chirostoma estor* tiene como lugares de distribución natural, el Lago de Pátzcuaro y el Lago de Zirahuén en Michoacán, así como el Lago de Chapala, Jal. Sin embargo, no se ha capturado desde 1901 (Miller *et al.* 2005). Estrada *et al.* (2015) registran su presencia en el Lago Zirahuen y la Presa El Bosque.

Chirostoma humboldtianum tiene amplia distribución en la vertiente del Pacífico mexicano, en la Laguna de Zacapu (Alaye 1993, Rojas-Carrillo *et al.* 1993, Estrada *et al.* 2015), Presa Cointzio, Presa del Bosque y Lago de Pátzcuaro en Michoacán (Alaye 1993, Rojas-Carrillo *et al.* 1993²); Lago de Zirahuén (Rojas-Carrillo y León-Murillo 2004³); y en el Estado de México, en la Presa Tepuxtepec (Paulo-Maya *et al.* 2000, Estrada *et al.* 2015), Valle de Bravo, San Felipe Tiacaque, Trinidad Fabela, Huapango y Danxhó (Paulo-Maya *et al.* 2000).

-
2. Rojas-Carrillo PM, LG Mares B, L Jiménez B. 1993. Estudio de algunos aspectos biológicos del género *Chirostoma* del Lago de Pátzcuaro como base para su administración y cultivo. Informe de Investigación (Documento interno). Instituto Nacional de la Pesca. Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro. México. 48p.
 3. Rojas-Carrillo PM, G León M. 2004. Composición de especies, biomasa y abundancia relativa de la captura comercial pesquera del Lago de Zirahuén, Mich. *Resúmenes IX Congreso Nacional de Ictiología*. Villahermosa, Tabasco, 13 a 15 de septiembre de 2004.

Aspectos biológicos de la especie *Chirostoma estor*

Anatomía

Este pez posee un cuerpo alargado y fusiforme; cabeza grande y triangular; la mandíbula inferior se proyecta ligeramente sobre el hocico y quedan expuestos dientes pequeños sobre la porción anterior de las mandíbulas. La boca es terminal y el hocico no es muy agudo, su cuerpo está cubierto por pequeñas escamas de tipo cicloide en la línea lateral apiñados y con canales, en número de 64 a 82 en serie longitudinal. Las aletas pectorales son redondeadas o ligeramente agudas con coloración plateada con la vistosa y amplia banda lateral (Rosas 1970). Los organismos más grandes alcanzan longitudes de hasta 42 cm y peso de 540 g, pero en la actualidad, los especímenes mayores capturados raramente rebasan 32 cm y dominan los ejemplares de 17 a 25 cm de longitud (Fig. 2).

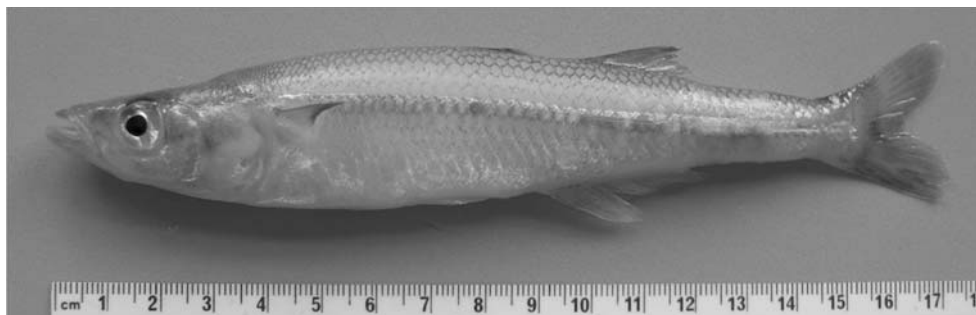


FIG. 2. Pescado blanco (*Chirostoma estor*) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán.

Hábitat

La especie en su hábitat natural prefiere aguas lénticas con ligero oleaje, templadas, claras o medio turbias y con poca vegetación; prefiere fondos arenosos

o de grava; crece entre temperaturas de 14°C a 27°C, aunque su óptimo de crecimiento sucede a 25 °C.

Hábitos alimenticios

El pescado blanco se considera principalmente consumidor de zooplancton, ya que dentro de sus características bucofaríngeas presenta dientes mandibulares pequeños unicúspides, estructuras faríngeas y branquiespinas pequeñas (Fig. 3) características de los peces filtradores (Martínez-Palacios *et al.* 2006).



FIG. 3. Cavidad branquial de pescado blanco.

Sin embargo, a lo largo de su vida silvestre se han observado en su dieta diferentes tipos de alimento de acuerdo con su etapa de desarrollo (Tabla 1, Fig. 4).

TABLA 1
Contenido estomacal observado en organismos silvestres de pescado blanco (*Chirostoma estor*) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán

<i>Etapa</i>	<i>Dieta</i>
Cría	Protozoarios, rotíferos, larvas de insectos y microcrustáceos.
Juvenil	Pequeños crustáceos, larvas de insectos y gasterópodos.
Adulto	Peces pequeños, macrocrustáceos e insectos.

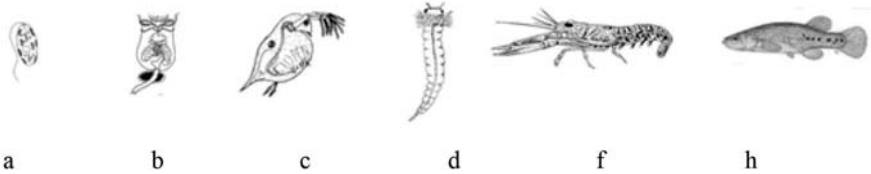


FIG. 4. Alimento vivo consumido por pescado blanco en sus diferentes etapas de vida en su hábitat natural, a) protozoarios, b) rotíferos, c) pulga de agua, d) larvas de insectos, e) crustáceos y h) peces.

Manejo en cultivo

El pescado blanco de Pátzcuaro es una especie sensible a cambios físico-químicos del agua, además de que se estresa con facilidad, por lo que su manejo en cautiverio es delicado. Se ha observado que en condiciones de cultivo, los peces de un año de edad son sexualmente maduros; sin embargo, no son los mejores organismos para la producción de huevos, ya que su calidad no es la más adecuada, por ello, se recomienda utilizar organismos de dos a cinco años de edad (Fig. 5).

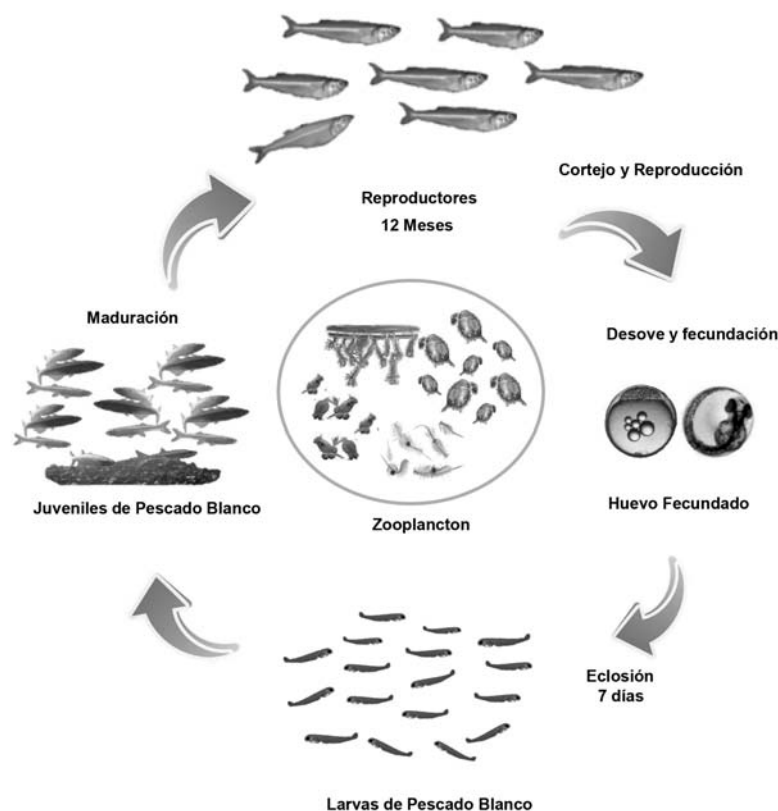


FIG. 5. Ciclo de vida del pescado blanco (*Chirostoma ester*) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán.

Calidad del agua

Se ha observado que esta especie se desarrolla adecuadamente en cautiverio, sin embargo, es necesario poner especial atención en que la calidad del agua sea la adecuada para el sano desarrollo de la especie. Las variables ambientales que se deben controlar se muestran en la *tabla 2*.

TABLA 2
Factores fisicoquímicos recomendados para el cultivo de pescado blanco.

Variable ambiental	Intervalos recomendados
Temperatura	22 a 25 ± 1 °C
Oxígeno	4.7 a 8.7 mg/l
pH	7.1 a 8.9
Dureza	100 a 158 mg/l
Nitritos	0.001 a 0.060 mg/l
Nitratos	0.070 a 0.425 mg/l
Amonio	0.008 a 0.526 mg/l

Para llevar a cabo un correcto control de la calidad del agua, se recomienda realizar registros diarios de temperatura, oxígeno disuelto y pH con equipos portátiles de campo, como los que se muestran en la *figura 6* y en la *tabla 3*.



FIG. 6. Equipos portátiles para registro de pH, oxígeno y temperatura en agua.

Los registros de amonio total ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$), nitritos, nitratos y dureza, entre otros, se pueden realizar semanalmente, con equipos portátiles de campo con

sistema de espectrofotometría, que son precisos y se basan en técnicas estándar (APHA-AWWA-WPFC) para estudios de calidad del agua (Tabla 3 y Fig. 7).

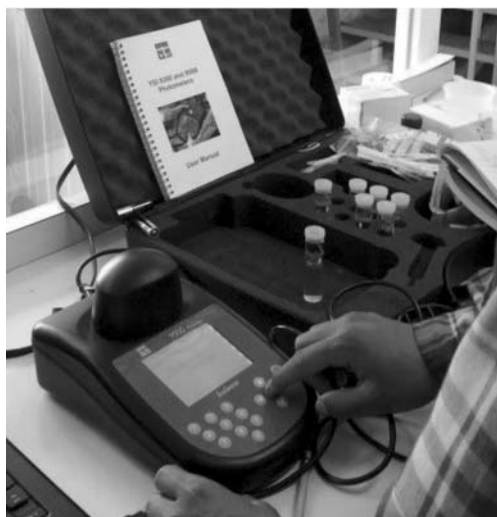


FIG. 7. Equipo portátil para registro de amonio total ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$), nitritos, nitratos, dureza, entre otros.

TABLA 3

Parámetros, equipos de apoyo y frecuencia de medición del agua en unidades de cultivo

Variable ambiental	Equipo de medición	Frecuencia de medición
Temperatura	Termómetro [-10 a 120 °C]	Diario
Oxígeno disuelto	Multiparámetro, potenciómetro	Diario
pH	Multiparámetro, kit	Diario
Salinidad	Refractómetro	Diario
Conductividad	Multiparámetro	Quincenal
Nitritos	Kit	Semanal
Nitratos	Kit	Semanal
Amonio	Kit	Semanal

Es importante que los cultivos en sistemas cerrados cuenten con aireación constante y suficiente, en especial durante la noche, ya que en ausencia de luz las microalgas presentes en el agua consumen el oxígeno disuelto y ponen en riesgo la vida de los peces; o, en su defecto, contar con un flujo continuo de agua a manera de cascada que permita oxigenarla y mantener la concentración adecuada de oxígeno disuelto.

La calidad del agua de los sistemas es un aspecto importante en el que hay que tener particular cuidado en mantener la temperatura, el oxígeno y el pH, entre otros, dentro de los intervalos de tolerancia a fin de ofrecer un ambiente

confortable a los peces para favorecer la reproducción y reducir los riesgos durante el cultivo, por ejemplo, la muerte por anoxia (Fig. 8).



FIG. 8. Pescado blanco que presenta muerte por anoxia.

Unidades para mantenimiento de reproductores

La infraestructura utilizada en el mantenimiento de reproductores es variable, ya que puede depender de la disponibilidad de espacio, agua y tipo de manejo que se pretenda dar a los organismos reproductores. Los más recomendables son los tanques circulares de geomembrana o liner (Fig. 9), debido a que son más económicos en comparación con los tanques de concreto o de fibra de vidrio, y tienen un tiempo de vida útil de diez años aproximadamente, son desmontables y se pueden reubicar con facilidad. Las dimensiones de los tanques pueden variar dependiendo del área destinada, la producción esperada, así como a los recursos económicos y el personal dedicado a esta etapa del cultivo; los más recomendados para reproductores son de 3 m de diámetro x 1.20 m de altura (capacidad de 7 m³), recubiertos por una membrana de PVC (geomembrana) de 0.5 a 1 mm de espesor y un tubo de PVC al centro de 3 plg de diámetro con altura de 1 m, utilizando un flujo de 15 l/min, que permite un recambio del volumen total del tanque cada siete horas.



FIG. 9. Tanques de geomembrana utilizados en el mantenimiento de los reproductores de pescado blanco.

El buen manejo y la adecuada disponibilidad de agua en los sistemas de cultivo son aspectos importantes para el saludable desarrollo de la población, por lo que se recomienda contar con sistemas de filtración mecánica y biológica, mantener flujos que oscilen entre 10 y 20 l/min, y que el suministro de entrada sea por un tubo vertical con orificios dirigidos hacia el contorno del tanque y en su salida inferior hacia el centro del mismo, esto permitirá la oxigenación y la circulación del agua, así como la concentración de materia orgánica al centro del tanque, para facilitar su eliminación (Fig. 10).

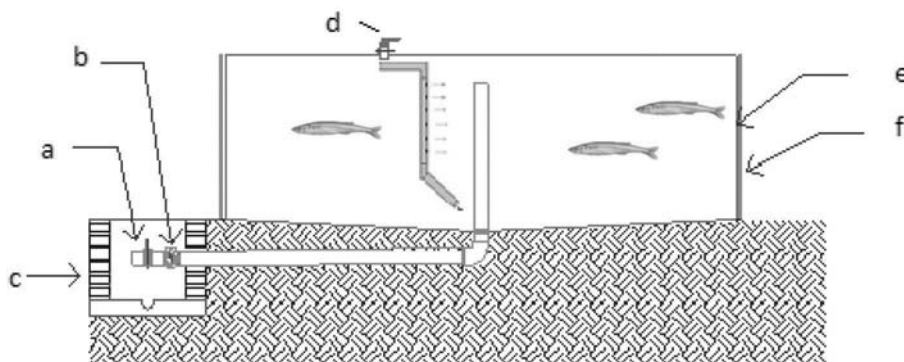


FIG. 10. Estanque circular de geomembrana donde se observa: a) salida a sistema de recirculación, b) válvula de desagüe, c) canal de drenaje, d) válvula de llenado, e) membrana y f) estructura de soporte.

Reproducción

El pescado blanco es una especie ovípara gonocórica, que una vez que alcanza la madurez sexual produce desoves parciales, de forma que en una temporada puede tener varios desoves, por lo que se clasifica como un pez con reproducción asincrónica (Blancas *et al.* 2003), ya que en su ambiente natural desova todo el año. Sin embargo, se identifican dos ciclos reproductivos durante el año, el más productivo es de enero a junio, si bien se incrementa significativamente entre marzo y junio (Rosas 1976⁴, Alaye 2006⁵), y un segundo periodo de septiembre a noviembre (Alaye 2006⁹).

Al no existir un claro dimorfismo sexual, la diferenciación de sexos se realiza por medio de los productos sexuales, para lo que es necesario ejercer una ligera presión en los flancos ventrales de los peces hasta la aleta anal (Fig. 11).



FIG. 11. Obtención de ovos y espermatozoides de pescado blanco.

Otra forma que permite la diferenciación de ejemplares con una precisión cercana a 80% es la observación de la posición de las aletas anales con respecto al ano y al oviducto (hembras) (Fig. 12) o a la papila urogenital (machos) (Fig. 13). En las hembras, las aletas son más cortas, sin llegar al oviducto, y sus bordes son redondeados; mientras que en los machos igualan o sobrepasan la papila y por lo general terminan en forma puntiaguda.

-
4. Rosas MM. 1976. Datos biológicos de la Ictiofauna del Lago de Pátzcuaro, con especial énfasis en la alimentación de sus especies. *Memorias del Simposio sobre Pesquerías en Aguas Continentales*. Tuxtla Gutierrez, Chiapas. II: 299-366.
 5. Alaye RN. 2006. Actualización de la información técnica para el manejo pesquero del Lago de Pátzcuaro y actividades relativas a la ejecución del plan manejo. Informe de investigación (documento interno). Instituto Nacional de Pesca, Centro Regional de Investigación Pesquera-Pátzcuaro. México. 104p.

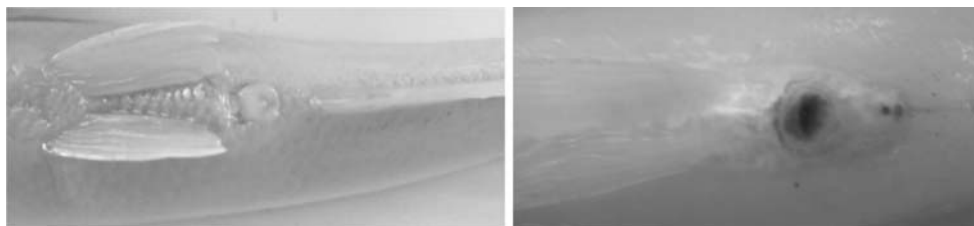


FIG. 12. Posición de las aletas ventrales de las hembras con relación al ano y al oviducto en el pescado blanco.

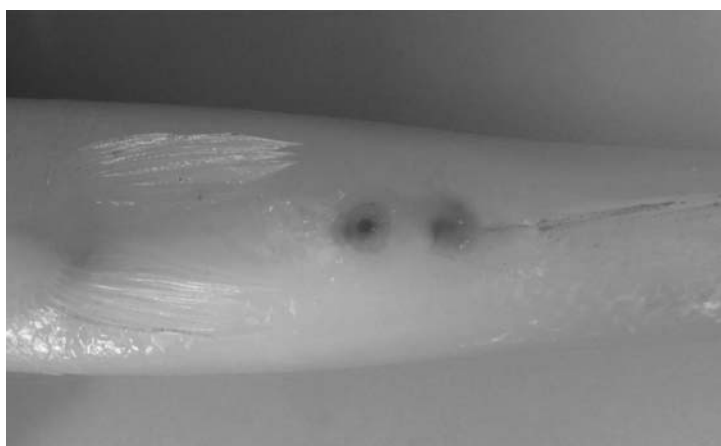


FIG. 13. Posición de las aletas ventrales de los machos con relación a la papila urogenital en el pescado blanco.

Para la obtención de huevo se utilizan reproductores preferentemente de entre dos a cinco años de edad; en promedio cada hembra desova por semana 1 000 huevos, con lo que se mantiene una proporción de 2:1 (dos machos por una hembra) para asegurar fertilizaciones cercanas a 80%; sin embargo, se ha observado que en fertilizaciones artificiales tan sólo se necesita un macho maduro para obtener una fecundación mayor de 90%, ya que éstos cuentan con alta concentración espermática (Peñaloza-Camargo 2009). Se recomiendan densidades de 15 a 20 organismos/m³, lo que dependerá de la talla de los peces, sistema de cultivo y calidad del agua de la unidad de producción. Los organismos deberán seleccionarse de acuerdo con las características fenotípicas de la especie (Fig. 14), y se eliminarán aquellos ejemplares que muestren deformidad o pigmentación anormal. Se han realizado estudios acerca del efecto del fotoperiodo en la reproducción del pescado blanco, en los que se ha observado que en periodos de 18 horas de luz y seis de oscuridad mantienen a los peces en reproducción todo el año. Asimismo, se ha observado que en salinidades no mayores a 5 ups y fotoperiodos de 6 h de luz y 18 h de oscuridad, detienen la reproducción (Peñaloza- Camargo 2009, Toscano-Soto 2016).



FIG. 14. Reproductor de pescado blanco (*Chirostoma ester*).

Alimentación de reproductores

La buena alimentación es uno de los aspectos importantes para lograr la reproducción de los peces, pues ésta determina la supervivencia, el crecimiento y la madurez sexual. El pescado blanco acepta alimentos naturales vivos e inertes cuando está en cautiverio; sin embargo, como especie zooplanctófaga tiene marcada preferencia por presas vivas, por lo que es necesario proporcionarle una ración de alimento fresco o vivo para cubrir sus requerimientos nutricionales y que las dietas inertes no pueden ofrecerle, en especial antes de la temporada de reproducción. Este complemento puede ser filete de pescado (carpa o trucha), *Artemia* sp. (adulto), cladóceros o copépodos.

Para que el alimento sea balanceado debe incluir 45% de proteína y de 5% a 10% de lípidos. Las raciones diarias deben ajustarse de 3% a 5% de la biomasa cultivada, lo que dependerá de la demanda del pez en función de la temperatura del agua y la cantidad de alimento vivo disponible en el estanque. Se recomienda proporcionar de cinco a seis raciones diarias (Tabla 4), de acuerdo con la estación del año, debido a que a menores temperaturas del agua (invierno), el metabolismo se hace más lento y, de ser necesario, se debe reducir el número de raciones para evitar pérdidas de alimento, que conllevaría un incremento en los costos de producción y detrimento de la calidad del agua. Para asegurar el cumplimiento de las raciones programadas, se puede considerar el uso de alimentadores automáticos que funcionan bien para el suministro de alimentos balanceados, en especial para horarios nocturnos.

TABLA 4
Horario para la alimentación de reproductores

Hora	Dieta
8:00	Balanceado
10:00	Filete de pescado
12:00	Balanceado
15:00	Alimento vivo (enriquecido)
18:00	Balanceado
20:00	Balanceado

Previo a la época de reproducción se pueden adicionar de una a dos raciones diarias de alimento vivo (*Artemia* sp. y cladóceros) enriquecido con algún aditivo que ayude a incrementar la calidad reproductiva. En el mercado existen productos con probióticos que han demostrado mejorar la calidad reproductiva (Hernández-Martínez *et al.* 2015⁶ o ácidos grasos esenciales como el Araquidónico (ARA), el Eicosapentanoico (EPA) y el Docosahexanoico (DHA) (Martínez-Palacios *et al.* 2006). Se deben seleccionar los formulados para peces marinos, ya que el pescado blanco es una especie con ancestros marinos y tiene requerimientos semejantes a los de este grupo de peces.

La presencia de este tipo de ácidos grasos incrementa la calidad de los huevos de los peces, un ejemplo de ello son los depósitos de grasa ricos en ácidos grasos esenciales, en ejemplares silvestres, resultado del consumo de dietas vivas (Fig. 15).



FIG. 15. Aspecto interno de pescado blanco silvestre.

6. Hernández-Martínez M, JA Tello Ballinas, MA Martínez Peralta, J Velasco Sarabia, DA Retana Ortega, S Sabanero Meza, G León Ceras, J de La Cruz González, C Luna Raya, B Diego Guzmán, A González Alejo. 2015. Producción masiva de crías de pescado blanco (*Chirostoma estor*). Etapa II: Mejoramiento de reproductores. Informe de Investigación (documento interno). Instituto Nacional de Pesca, Centro Regional de Investigación Pesquera-Pátzcuaro. México. 20p.

Obtención de huevo

En su hábitat natural, los desoves se presentan a una profundidad de 25 cm a 1.30 m, sobre algas filamentosas que proporcionan un sustrato ideal para la fijación de los huevos. Cada hembra madura produce de 15 a 20 mil huevos de tipo telolecito (con abundante vitelo), de forma esférica y traslúcido, con diámetros de 1 000 a 1 100 micras y con la presencia de seis a nueve filamentos adherentes (Rosas 1970). En cautiverio se han registrado en promedio desoves de 1 000 huevos/semana, que se presentan durante la tarde-noche y hasta antes del amanecer.

Cada hembra puede desovar en promedio cada 4.5 días, dependiendo de la alimentación, la calidad de agua y el fotoperiodo. Durante la reproducción, el macho persigue a la hembra y se coloca a un costado por detrás de ella, juntando su lado ventrolateral al de la hembra a la altura del orificio genital, para luego arquear ligeramente el cuerpo durante fracciones de segundos, acción que repite en promedio 21 ± 4 veces hasta concluir el desove, la hembra regula en pausas cada liberación de huevos, que van desde segundos hasta cinco minutos, mientras el macho nada activamente por todo el tanque, en espera de que la hembra se mueva o inicie su nado, para repetir el cortejo (Toscano-Soto 2016). Conocer el comportamiento de los peces, permitirá controlar su reproducción y la calidad de los desoves para la obtención de mejores producciones en sistemas controlados.

Una buena alimentación proporcionada a los progenitores permitirá ofrecer huevos de calidad, es decir huevos con una gran gota de aceite, en lugar de huevos con muchas gotitas de aceite (Fig.16), lo que se refleja en larvas más fuertes y con suficiente energía para la captura de presas vivas, al iniciar su alimentación exógena.

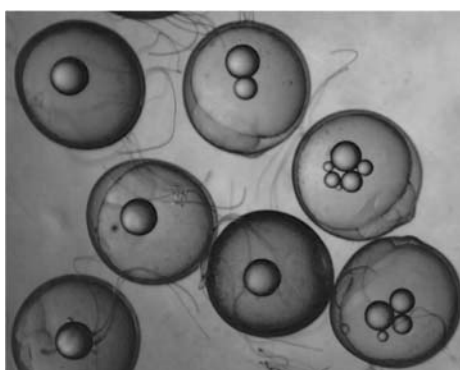


FIG.16. Huevos de pescado blanco con una y varias gotas de aceite.

Algunos factores que pueden determinar la calidad de la progenie (Carrillo *et al.* 2000) pueden ser:

- Manejo de reproductores, incluidos aspectos como genotipo, estado nutricional, estrés, entre otros.
- Procesos de envejecimiento, refiriéndose al tiempo de primera madurez, edad de los reproductores.
- Presencia de bacterias en la superficie del huevo.

La recolecta de huevo se puede realizar introduciendo en los tanques de cultivo colectores a una profundidad entre 30 cm y 50 cm de la superficie del agua. Éstos pueden ser de diversos materiales sintéticos; en laboratorio es preferible utilizar filamentos de nailon de hilo fino formando pequeños racimos que se colocan diariamente en las salidas del aire (Fig. 17).



FIG. 17. Colectores que sirven de sustrato para que la hembra de pescado blanco deposite sus óvulos y sean fecundados por el macho.

En sistemas controlados en recirculación, la recolecta de huevo también puede hacerse directamente del fondo del tanque, barriéndolo suavemente con un cepillo (Fig. 18) al que se le adhiere el huevo para posteriormente retirarlo e incubar (Fig. 19). Con esta técnica no es necesaria la colocación de colectores.



FIG. 18. Cepillo utilizado para la recolecta de huevos de pescado blanco.

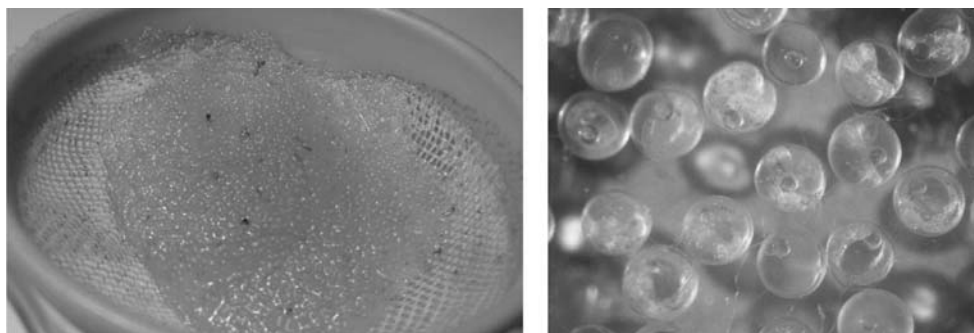


FIG. 19. Vistas macroscópica y microscópica de huevos de pescado blanco.

Incubación de huevo

Una vez fecundada la ova, se le denomina huevoy presenta una serie de cambios en su interior, o metamorfosis, hasta formar un pequeño embrión (Fig. 20). En el laboratorio del CRIP Pátzcuaro se registran en promedio fertilizaciones de 60 por ciento.

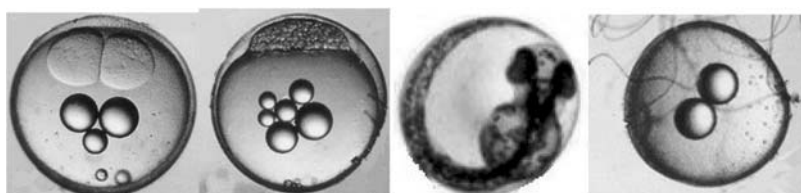


FIG. 20. Huevos de pescado blanco en diferentes etapas de desarrollo embrionario.

Los huevos obtenidos se incuban en jarras de acrílico tipo McDonald (Fig. 21) a una salinidad de 10 ppm y 25 °C que, al término de siete días, eclosionan y liberan pequeñas y delicadas larvas de 4 a 5 mm de longitud, que son conducidas por la corriente hasta una charola colectora en donde se concentran, en esta etapa se estima una eclosión de 80%, debido a la manipulación y la contaminación de huevo, principalmente por bacterias y hongos. Se han probado tratamientos preventivos o profilácticos en huevo de otras especies como en el esturión de lago *Acipenser fulvescens* Rafinesque 1817, con una solución de yodo, que se refleja en un incremento en el porcentaje de eclosión (Carrillo *et al.* 2000).



FIG. 21. Jarras de acrílico tipo McDonald para la incubación de huevos de pescado blanco

Para esto se requiere la instalación de un sistema de incubación, integrado por una serie de jarras con capacidad para seis litros, tinas receptoras de larvas, un depósito de agua, un filtro que retenga sedimentos y controle los niveles de amonio, lámpara ultravioleta para desinfección de agua, equipo de bombeo y un equipo (calentadores o termostatos) para mantenimiento de la temperatura del agua a 25 °C (Fig. 22). Cada botella incubadora tiene una capacidad de hasta 20 000 huevos. En este sistema se maneja un flujo de agua de tres litros por minuto.

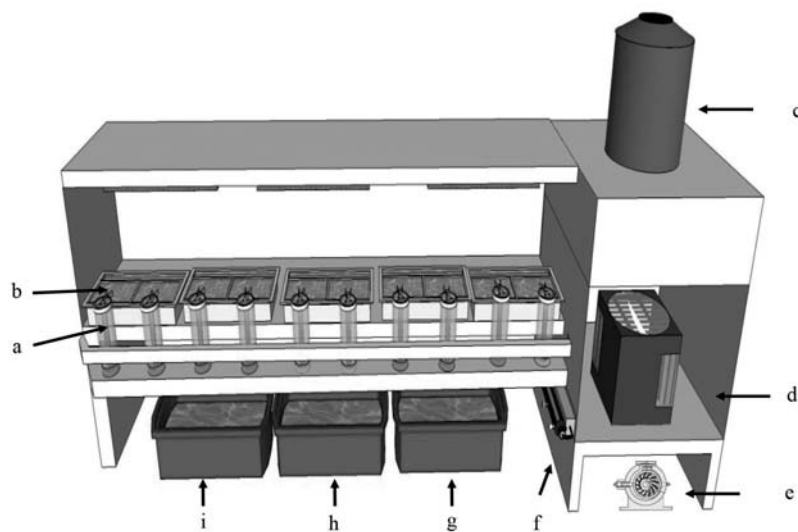


FIG. 22. Sistema para incubación de huevo, *a)* Incubadora, *b)* charola colectora, *c)* tanque reservorio, *d)* chiller, *e)* bomba, *f)* lámpara uv, *g)* aireación y bombeo, *h)* biofiltro e *i)* sedimentación.

Infraestructura para cultivo de larvas

Para el crecimiento de larvas recién eclosionadas se puede optar por dos diferentes sistemas de recirculación: 1) sistema con serie de tinas plásticas o de fibra de vidrio (con acabado liso) con capacidad para 100 l y volumen de trabajo de 80 l, con dimensiones de 50 x 50 x 40 cm (Fig. 23); o 2) sistema de canaletas de PVC con capacidad de 100 l y volumen de trabajo de 80 l (Fig. 24). Cualquiera de estos sistemas permite mantener a las larvas en buenas condiciones entre 30 a 45 días, con la diferencia de que el primero ofrece mayor capacidad de producción y mejor manejo en aspectos de limpieza.

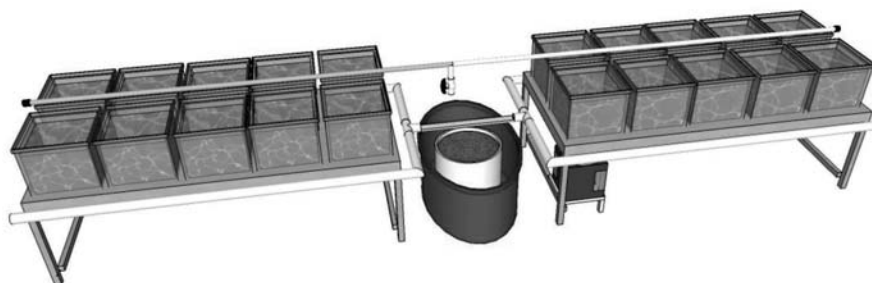


FIG. 23. Sistema de tinas en sistema para cultivo de larvas de pescado blanco.

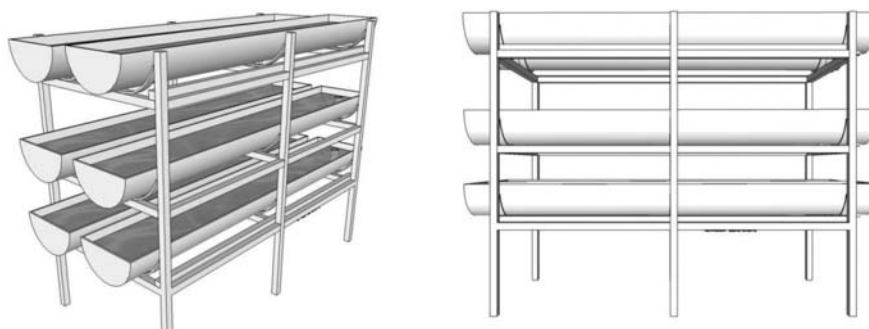


FIG. 24. Canaletas de plástico PVC para mantenimiento de larvas.

Durante esta etapa es importante contar con suficiente producción de alimento vivo (rotíferos y *Artemia* sp.) para evitar mortalidades por inanición o cultivos con longitudes heterogéneas y conseguir una supervivencia e al menos de 50%. Para un mejor crecimiento se recomienda una densidad de cultivo de 40 a 50 larvas/l, condiciones de aireación constante, cinco partes de salinidad o UPS (unidades prácticas de salinidad) y temperatura de 25 ± 1 °C proporcionada por medio de termostatos, chiller, ambiente o invernadero, dependiendo de la

ubicación del laboratorio de producción. Se recomiendan flujos de agua suaves cercanos a 2 l/min, para evitar que las larvas se lastimen.

Infraestructura para cultivo de juveniles

A los peces, cuando tienen alrededor de 45 días de edad, se les denomina juveniles debido a que cuentan con todas sus aletas, columna vertebral desarrollada y presentan escamas, siendo prácticamente iguales a un adulto. En esta etapa se recomienda el uso de canaletas rectangulares, tanques circulares geomembrana, o de fibra de vidrio con interior liso y fondo cónico, éste con dos llaves de salida para facilitar la limpieza y la eliminación segura de sedimentos. Las medidas recomendadas para las canaletas son de 3 m x 0.60 m x 0.60 m, mientras que para los tanques circulares son de 2 m de diámetro y 1 m de alto (Fig. 25).

En estos sistemas se mantienen de 100 a 120 días, para posteriormente trasladarlos a tanques de geomembrana de 6 m hasta 12 m de diámetro y 1.20 m de altura, en donde permanecerán hasta su venta para siembra en las granjas. En esta etapa se puede prescindir del agua salada y mantener a los peces en agua dulce, pero para acelerar su crecimiento es importante mantener la temperatura en 25 °C, y flujos de agua de 10 l/min.

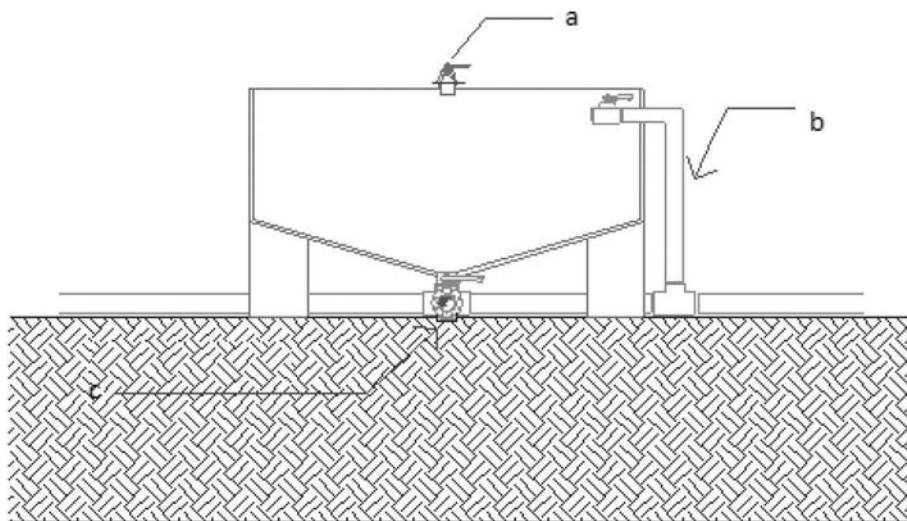


FIG. 25. Tanque cónico para cultivo de larvas, *a*) válvula de llenado, *b*) salida a sistema de recirculación y *c*) válvula de desagüe.

Todos los sistemas antes mencionados requieren un estricto control de la calidad del agua, debido a las altas densidades que se manejan, por lo que deben

estar integrados a un sistema de recirculación con unidad de retención de sólidos, filtro biológico y fase de desinfección por rayos ultravioleta (Fig. 26).



FIG. 26. Sistema de filtración integrado a tanques y canaletas en recirculación.

Alimentación de larvas y juveniles

Las larvas recién eclosionadas nacen con la boca cerrada, presentan un longitud de 4.5 a 5 mm, son semitransparentes, tienen grandes ojos y nadan lentamente en el fondo del contenedor. La vejiga natatoria se llen a al abrir su boca y entonces empiezan a nadar a lo largo de la columna de agua (Hernández-Rubio *et al.* 2006) (Fig. 27). Del día uno al dos tienen una alimentación endógena, ya que nutren de las reservas de su saco vitelino; alrededor del segundo día, cuando su ano se ha abierto y sus reservas se han agotado, inicia la alimentación exógena y capturan a sus primeras presas vivas, que en este caso son pequeños rotíferos. En este momento su boca mide aproximadamente 0.25 mm, de acuerdo con estudios realizados en *C. humboldtianum* (Hernández-Rubio *et al.* 2006)



FIG. 27. Larva de pescado blanco con saco vitelino.

Se recomienda iniciar la alimentación de las larvas desde el momento de la eclosión en aquellos casos en los que la temperatura de incubación no haya sido controlada, pues las altas temperaturas aceleran el consumo del saco vitelino y, de no tener alimento disponible, pudieran debilitarse y morir. Por lo anterior, a las larvas de uno hasta 15 días de edad se les alimentará con rotíferos (*Brachionus plicatilis*, *B. rotundiformis*, *B. rubens*, *B. calyciflorus*, *B. ibericus*, *Proales similis* u otro); alrededor del día 16 se adiciona gradualmente en la dieta, nauplios de *Artemia* sp. (recién eclosionada), hasta el día 45, cuando se suspende el rotífero y se continua con la dieta de *Artemia* sp., pero en fase metanauplio (24 horas después de la eclosión). Desde el día 30 de edad se puede incorporar gradualmente alimento balanceado peletizado (Fig. 28).

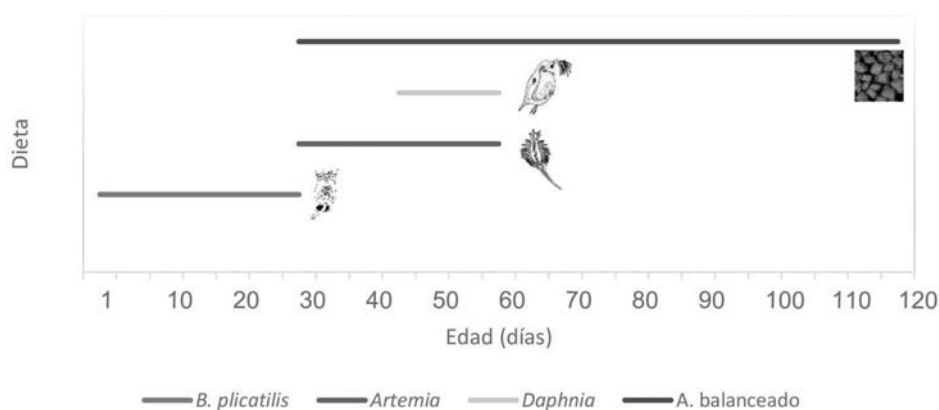


FIG. 28. Programa de alimentación de pescado blanco hasta los cuatro meses de edad.

Se inicia con alimento balanceado con un tamaño de partícula de 0.2 mm y, a medida que crece el pez, se incrementa el tamaño hasta 0.6 mm; se selecciona una dieta baja en lípidos (5 a 10%). Si bien en el mercado aún no existe un alimento disponible para la especie, se puede utilizar alimento para trucha bajo en grasas o bien para peces marinos. Una vez que los peces alcanzan la talla de 3.5 cm y 0.40 g de peso, que es alrededor de los 3.5 a 4 meses de edad, los peces están listos para su siembra y completamente adaptados a las dietas inertes de 1.0 mm. La supervivencia del periodo de larva a cría es de 50 por ciento.

La cantidad de alimento que se proporcionará será *ad libitum* y se realizarán conteos del número de presas vivas al inicio del día y al término de la jornada procurando que siempre haya alimento disponible. Se recomienda, para el caso de los rotíferos, proporcionar de 20 a 25 organismos/l y de *Artemia* sp. o de *Daphnia* sp. de 10 a 15 organismos/l, con especial cuidado en su enriquecimiento al menos 30 minutos antes de suministrarlo. El uso de microalgas como *Chlorella*

vulgaris y *Nannochloropsis oculata* está indicado por su alto valor nutricional. Para el caso del alimento inerte, también será a libre demanda sin excederse, ya que cuando no es consumido, se generan pérdidas que incrementan los costos y alteran la calidad del agua, por lo que se sugiere suministrar raciones pequeñas, esperar a que sean consumidas y, de ser necesario, repetir la operación. Esto debe hacer cada dos horas, preferentemente de 8 a 20 horas (Tabla 5).

TABLA 5
Programa de alimentación de larvas y juveniles de pescado blanco

Tipo de alimento	Longitud y peso del pez			Contenido nutricional					Núm. de raciones/día
	Tamaño	[cm]	[g]	Proteína	Grasa	Fibra	Ceniza	Humedad	
Rotífero	40 a 340 μ	0.5a	0.0008	12.7	7.63			96.29	7
Artemia (metanauplio)	200 μ	1.10b	0.004	10.19	2.21			97.79	4
Inerte pelletizado	150 a 200 μ			53	8	3	16	7.19	3
Daphnia y Artemia (metanauplio)	200 a 500 μ	2c	0.0305	4	0.5		0.15	95	3
Inerte peletizado	250 a 350 μ			53	8	3	16	7.19	4
Inerte extruido	0.4 mm	2.5d	0.25	50.82	8.31	1.28	13.13	7.19	3
Inerte extruido	0.6 mm			50.82	8.31	1.28	13.13	7.19	4
Inerte extruido	0.8 mm	3.5e	0.40	50.82	8.31	1.28	13.13	7.19	3
Inerte extruido	1 mm			50.82	8.31	1.28	13.13	7.19	4

Edad en días: a) 1, b) 15, c) 30, d) 60 y e) 90.

Evaluación del crecimiento

Para llevar un seguimiento del crecimiento de los peces, es necesario realizar muestreos quincenales para efectuar registros de peso y longitud (biometrías) que permitan la adecuación de raciones alimenticias y revisión del estado de salud de los organismos (Fig. 29).



FIG. 29. Muestreos para registros de peso y longitud.

Con el objeto de dar seguimiento a las poblaciones en cultivo, se recomienda apoyarse en los siguientes indicadores:

Fertilización:

$$F = \frac{HV}{(HV + HM)} \cdot 100$$

Donde:

F = Porcentaje de fertilización

HV = Huevos vivos

HM = Huevos muertos

Eclosión:

$$E = \left(\frac{L}{L + H} \right) \cdot 100$$

Donde:

E = porcentaje de eclosión

L = número de larvas

H = número de huevos.

Tasa de crecimiento específico (TCE):

$$TCE = \frac{\ln(\text{peso final}) - \ln(\text{peso inicial})}{\text{Tiempo (días)}}$$

Tasa de crecimiento relativo (TCR):

$$TCR = \frac{\text{Peso final} - \text{Peso inicial}}{\text{Peso inicial}} \cdot 100$$

Peso final ganado (%):

$$\frac{\text{Peso promedio final ganado} - \text{Peso promedio inicial}}{\text{Peso promedio inicial}} \cdot 100$$

Ubicación de unidad de producción

Para la selección del sitio en donde se ubicará la unidad de reproducción se deben seguir los principios de Buenas Prácticas de Producción Acuícola, a fin

de garantizar las condiciones fisicoquímicas adecuadas para el cultivo y la inocuidad del producto. Entre los principales criterios se consideran: agua con características fisicoquímicas aptas para la especie; localización alejada de áreas agrícolas, industriales o zonas que impliquen la presencia de riesgos físicos, químicos y biológicos; entrada y salida de agua independientes y entrada de agua controlada para prevenir la introducción de fauna y flora indeseable, entre otras (García Ortega *et al.* 2004).

Limpieza del sistema

La limpieza de los tanques de reproductores en sistemas abiertos (Fig. 30) se realiza semanalmente con un sifón que puede tener manguera flexible de 0.75 plg de diámetro, o bien se pueden utilizar accesorios para alberca (manguera y carro aspiradora). Se tratará de barrer del fondo restos de alimento y heces fecales; asimismo, cuando los tanques están a cielo abierto se deben eliminar las algas filamentosas que se adhieren a las paredes, y cualquier agente externo (como caracoles) y proteger el área con malla sombra, para reducir la intensidad de la luz, los afloramientos algales y evitar la presencia de aves ictiófagas. Una vez concluida la actividad se debe recuperar el nivel del agua con agua limpia, lavar y desinfectar las herramientas de trabajo y secar al sol. De ser posible se destinarán redes y cepillos diferentes para cada estanque a fin de reducir la posibilidad de transmisión de patógenos o enfermedades entre tanques. Para el caso de sistemas cerrados de recirculación, que se recomienda instarlos en naves, la presencia de microalgas y algas filamentosas prácticamente es nula, por lo que el gasto de agua es mínimo y la limpieza está dirigida principalmente al fondo del tanque para la remoción de sólidos. En estos sistemas se aconseja el retro-lavado de los filtros cada tercer día o una vez por semana, dependiendo de la biomasa cultivada, los desechos generados y la eficiencia del sistema.



FIG. 30. Limpieza de los tanques de geomembrana

Producción de alimento vivo

Los cultivos auxiliares son cultivos paralelos a los de las especies comerciales y consisten en la producción de alimento vivo esencial para los primeros meses de vida de los peces y de los adultos en épocas de reproducción. Éstos incluyen el cultivo de microalgas (*Chlorella*, *Isochrysis*, *Tetraselmis*, *Nanochloropsis*, entre otras) y de microinvertebrados (rotíferos, *Artemia*, copépodos, cladóceros, etc.) (FAO 1989).

Las presas vivas son una excelente opción para la alimentación de larvas y pequeños juveniles de pescado blanco debido a su diminuto tamaño y a su excelente contenido nutrimental (Tabla 6); sin embargo, su cultivo requiere cuidados e instalaciones especiales para la obtención de volúmenes que satisfagan la alta demanda en las primeras semanas de vida.

TABLA 6
Contenido nutrimental de tres alimentos vivos utilizados en acuicultura
(Watanabe 1983)

Especie	<i>Brachionus plicatilis</i>			<i>Daphnia</i> sp.	<i>Moina</i> sp.
Medio de cultivo	Levadura	Levadura + <i>Chlorella</i>	<i>Chlorella</i>	-	Levadura
Humedad (%)	89.6	89.1	87.6	89.3	87.2
Proteínas (%)	7.2	7.9	7.8	7.5	8.8
Lípidos (%)	2.3	2.3	3.8	1.4	2.9
Ceniza (%)	0.4	0.4	0.5	0.7	-
Calcio (mg/g)	0.12	0.26	0.21	0.21	0.12
Magnesio (mg/g)	0.14	0.17	0.14	0.12	0.12
Fósforo mg/g)	1.48	1.44	1.37	1.46	1.85
Sodio (mg/g)	0.41	0.30	0.29	0.74	1.09
Potasio (mg/g)	0.35	0.12	0.23	0.72	0.92
Hierro (g/g)	15.9	52.5	43.3	72.2	46.4
Zinc (g/g)	7.4	9.8	8.2	12.8	10.0
Manganeso (g/m)	0.4	1.1	1.1	13.2	0.5
Cobre (g/g)	1.1	1.5	1.7	1.1	5.8

Cultivo de microalgas

El desarrollo del cultivo de diversas especies de peces de agua marina y dulce se ha visto limitado por la dificultad de producir grandes cantidades de alimento vivo de alta calidad; en especial microalgas, sobre todo en las fases de larvicultura y alevinaje (Fulks y Main 1991, Conceição *et al.* 2010). Las microalgas son importantes debido a que son la base de la alimentación de rotíferos y microcrustáceos, primordiales en la dieta de los primeros estadios de desarrollo de los peces.

Las microalgas son organismos unicelulares fotosintetizadores, productoras primarias de biomoléculas sintetizadas a partir de la transformación de energía luminosa a energía química (Hoff y Snell 2001). Si bien existe una enorme diversidad fitoplanctónica, no todas las especies tienen características deseables para la acuicultura como son: libres de toxinas, tamaño adecuado para ser ingeridas, pared celular de fácil digestión y composición bioquímica adecuada. Asimismo, se deben buscar cepas de fácil manejo y con gran adaptación a las variaciones ambientales (Sánchez-Estudillo 2011).

Las especies comúnmente utilizadas para la alimentación de rotíferos y cladóceros son *Chlorella* sp. y *Nannochloropsis* sp. (Fig. 31), algas verdes, no móviles, sin flagelo, tamaño pequeño (2 μm a 10 μm) y de fácil cultivo.

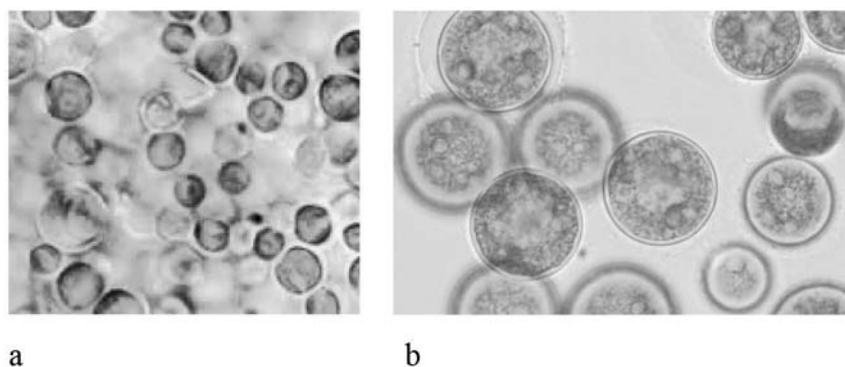


FIG. 31. Vista al microscopio de microalgas a) *Chlorella vulgaris*⁷ y b) *Nannochloropsis oculata*⁸.

En el laboratorio de microalgas es importante mantener los cultivos en condiciones apropiadas para garantizar que las cepas estén en un buen estado. En general se manejan dos formas de cultivo, a) el estático, que es cepario o subcultivo y puede realizarse en medios líquidos y sólidos (Agar bacteriológico), sin agitación; y b) los cultivos masivos, que se caracterizan por el suministro de aire con el objeto de distribuir el medio de cultivo y permitir que las microalgas reciban la misma intensidad de luz y refiere volúmenes de 20l en adelante. Dentro de este último se consideran dos tipos de cultivo: el semicontinuo, del que se cosecha periódicamente parte del volumen producido y se reemplaza con medio nuevo para obtener el volumen original, lo que se conoce también como

7. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKEwi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#imgsrc=DlbHcuU93R_y1M%3A
8. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKEwi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#newwindow=1&tbn=isch&q=nannochloropsis+oculata&imgsrc=aEjw5jOqKB2CGM%3A

razón de dilución, y los cultivos continuos, en los que la cosecha y la renovación de nutrientes son constantes en función de la tasa de división de la microalga.

A continuación se detallan algunas de las condiciones de mantenimiento básicas útiles para la mayoría de las especies, aunque en ocasiones es necesario llevar a cabo modificaciones que dependen de los requerimientos de la especie de interés (Fig. 32).

- Luz: se requiere el uso de luz artificial constante (periodos de 24 horas) provista por lámparas de luz fría o LED con una intensidad de 1 000 a 2 000 lux para volúmenes pequeños y de 10 000 lux para volúmenes mayores, como tanques (Moretti *et al.* 1999). Las lámparas de luz se sustituyen después que han perdido entre 25 a 30% de luz emitida de cuando eran nuevas, aunque normalmente tienen una duración de 10 000 h, por lo que se requiere dar mantenimiento a la tubería o camisa que cubre la lámpara para conservarlas libres de sedimentos, además de limpiar la lámpara con un paño suave al menos una vez al mes. Se recomienda llevar una bitácora con el registro de tiempo de operación.



FIG. 32. Laboratorio para el cultivo de microalgas.

- Aireación: éste es un aspecto importante ya que permite la dispersión efectiva de nutrientes, se mejora la disponibilidad de la luz para las células y se mantiene constante la temperatura en todo el contenedor de cultivo, debido a ello, se requiere un suministro constante de aire generado por compresores (*blower*) de baja presión de 0.5 caballos de fuerza (hp).
- Temperatura: es recomendable mantener temperaturas de 18 °C a 22 °C. Para fines de reproducción, los cultivos se mantienen a temperatura óptima para acelerar la tasa de crecimiento, que depende de los límites de tolerancia de cada especie.

- Asepsia: se requiere utilizar agua esterilizada o desinfectada y limpieza de todo el material y el área de trabajo utilizados en el proceso de producción. Asimismo, la persona responsable deberá usar bata y lavarse manos antes de iniciar las actividades; si se cultivan varias especies, deberá desinfectar nuevamente el área y lavarse las manos al cambiar de especie.
- Limpieza de repisas y mesas de trabajo con alcohol a 70% antes de iniciar las siembras.
- Limpieza diaria de pisos del área de cultivos con hipoclorito de sodio.
- El material y el equipo que se utilizan en el cultivo de microalgas son exclusivos para esa área de trabajo.
- Nutrientes: Los medios de cultivo pueden variar dependiendo del tipo de cultivo; así, cuando se trata de cultivos estáticos, se recomiendan aquellos más específicos como el de Guillard (F2), o bien, cuando se son masivos se pueden utilizar los de tipo foliar, como el Bayfolan. En todos los casos se deben seguir las recomendaciones del productor para no exceder los niveles de amonio durante la cosecha, pues es tóxico para las larvas de los peces.
- Filtración y desinfección del agua con dos cartuchos de polipropileno con tamaño de poro de 20 μm y de 5 o 1 μm , que eliminan 99% de bacterias (Hoff y Snell 2001). Posteriormente, el agua debe ser esterilizada con luz ultravioleta. Se recomienda cambio de cartucho cada 60 días o cuando sea necesario, dependiendo de su uso y la calidad del agua de la fuente de origen, el portacartucho se debe lavar con hipoclorito una vez por semana (1 ml por un litro de agua), enjuagar con abundante agua hasta que desaparezca el olor y, de ser necesario, con una solución de tiosulfato de sodio (0.66 g por 1 l de agua) (Fig. 33).

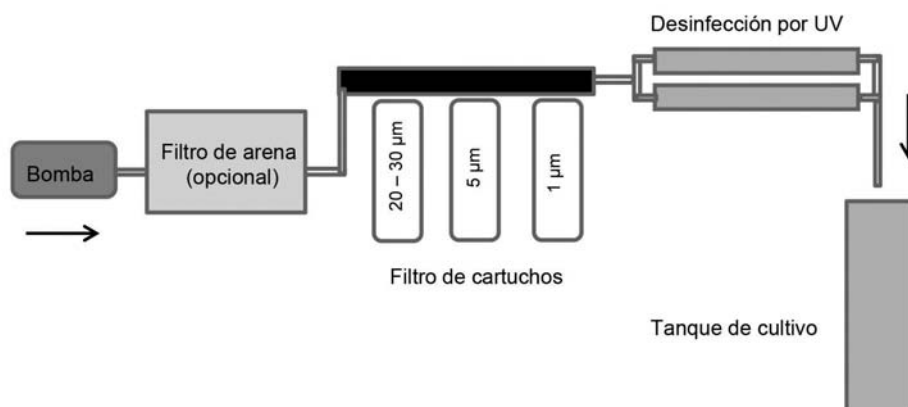


FIG. 33. Sistema de filtración y desinfección de agua.

Para dar inicio a la fase de cultivo es necesario contar con un inóculo que se puede adquirir de manera comercial de colecciones ya conocidas o también

mediante el aislamiento de cepas de poblaciones naturales locales, con diversos métodos, como el aislamiento por pipeteo, en palcas de agar y diluciones sucesivas, para lo que es importante el uso de microscopia óptica para la diferenciación morfológica de las especies.

Con el objetivo de mantener un *stock* de microalgas de buena calidad para iniciar los cultivos intermedios, se debe contar en el laboratorio con cultivos estáticos en pequeña escala en condiciones controladas. Estos cultivos se realizan en matraces de 1 000 ml y 2 000 ml, y se mantienen a temperaturas de 22 °C a 25 °C con aireación e iluminación constantes (24 horas) e, invariablemente, agua filtrada. Las densidades alcanzadas (3-4 días) en estos cultivos varían entre 26.5×10^6 células/ml a 45.5×10^6 células/ml. El rendimiento alcanzado depende tanto del inóculo como de la fase del cultivo en el momento de la siembra.

La medición de la densidad poblacional de microalgas es importante porque de ello dependerá la alimentación del siguiente eslabón de la cadena alimenticia del pescado blanco, que en este caso será a base de rotíferos. Existen varios métodos para conocer el número de células, éstos son: el conteo celular directo por medio de una Cámara de Neubauer o Hematocitómetro (Fig. 34); o bien indirectamente por la medición de la densidad óptica o absorbancia, con ayuda de un espectrofotómetro, que tiene la ventaja de leer varias muestras en corto tiempo y es un método de alta precisión.



FIG. 34. Cámara de Neubauer o Hematocitómetro utilizado para el conteo de microalgas.

La siguiente etapa en el cultivo de microalgas en laboratorio, es la de los cultivos intermedios, que se utilizan directamente para la alimentación en los cultivos de rotíferos. Estos cultivos se realizan en recipientes de vidrio o plástico de 10 l y 20 l, adecuados para las microalgas con agua filtrada y esterilizada con luz UV y fertilizada con medios inorgánicos específicos (Fig. 35). Éstos se mantienen en condiciones controladas de temperatura (24 ± 1 °C), fotoperiodo (24 horas luz) y aireación constante. La cosecha de microalgas se realiza cuando el cultivo está en la fase exponencial (aproximadamente 18×10^6 células/ml) y se retira 70% del volumen producido, para reemplazarlo por medio fresco enriquecido con fertilizante para mantener el crecimiento. Si se requiere recuperar en menor tiempo el cultivo, se agrega 60% de microalgas y 40% del medio enriquecido. De dos a tres días después, el cultivo alcanza densidades de hasta 22×10^6 células/

ml, producción que es utilizada para la alimentación de zooplancton (rotíferos, *Daphnia* y *Artemia* sp.) o bien se puede utilizar para iniciar cultivos de microalgas a mayores volúmenes de producción (200 litros).

La utilización de cultivos semicontinuos es recomendable cuando la población está madura. Este sistema se puede aplicar en volúmenes mayores, como tanques, pero se debe tener especial cuidado para evitar contaminaciones y en cultivos exteriores su comportamiento es poco predecible.

Cada vez que se cosecha un recipiente de cultivo, se debe lavar con escobillones y se enjuaga sólo con agua (filtrada y esterilizada) para después volverse a utilizar; los recipientes se lavan periódicamente con ácido clorhídrico a 10% o con hipoclorito de sodio (1ml Cl/1 l agua).

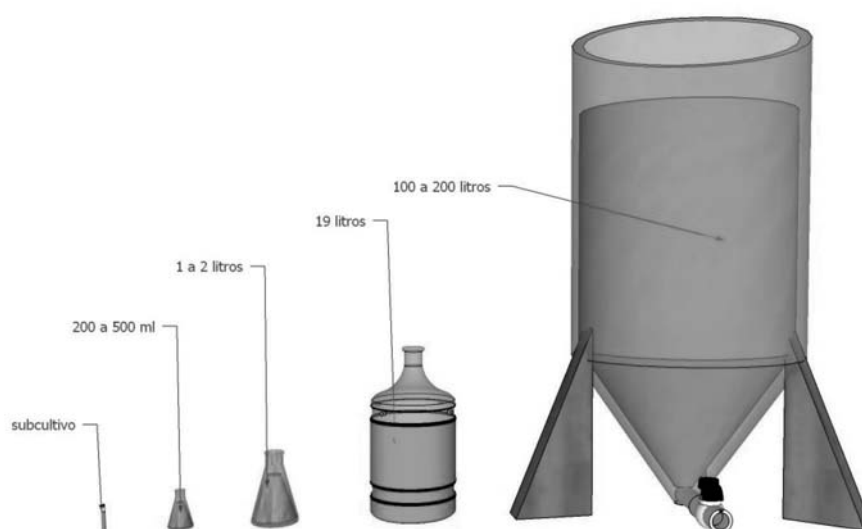


FIG. 35. Escalamiento del cultivo de microalgas a partir de subcultivos o cepas.

Cultivo de rotíferos

Los rotíferos son organismos planctónicos microscópicos, pluricelulares, filtradores, de rápido desarrollo, fáciles de cultivar y con gran capacidad de enriquecimiento con sustancias nutritivas (Castro-Barrera *et al.* 2003).

El ciclo de vida de los rotíferos del género *Brachionus* presenta dos tipos de reproducción: 1) asexual o amítico, en donde las hembras no requieren machos para producir huevos, se lleva a cabo en buenas condiciones de cultivo y constituye la forma de reproducción más rápida para incrementar la producción; y 2) sexual o mítico, en donde hay presencia de machos y se realiza la fecundación

para producir huevos en diapausa debido a condiciones de cultivo desfavorables (Fig. 36).

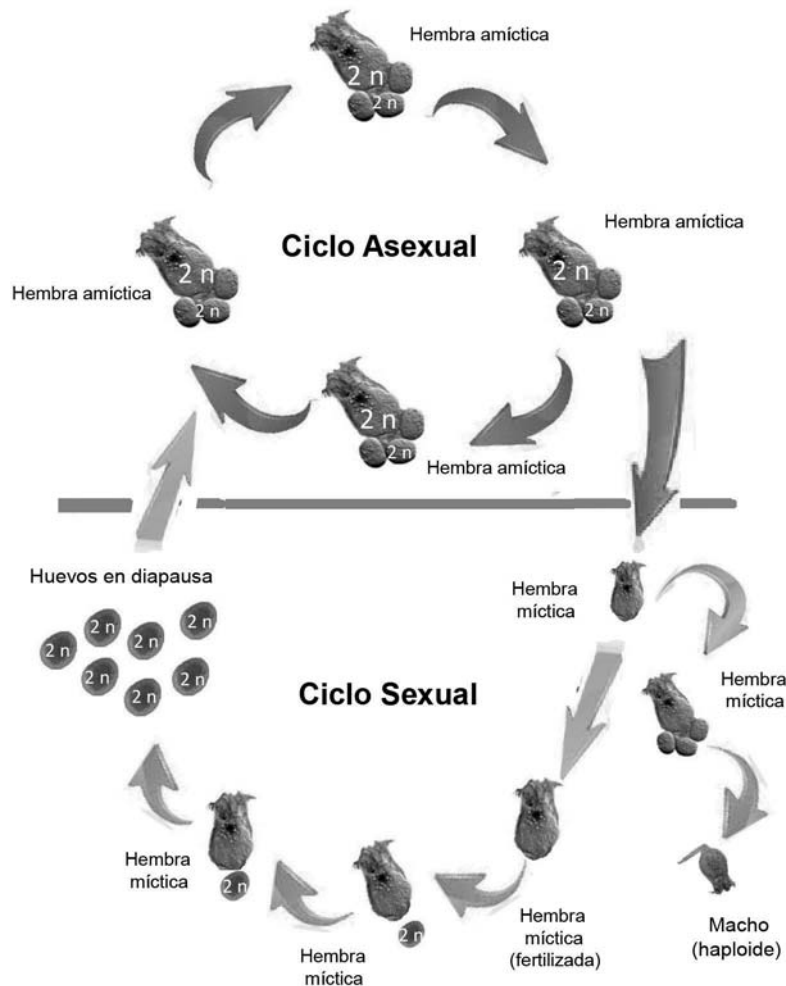


FIG. 36. Ciclo reproductivo de rotíferos.

El rotífero es el primer alimento exógeno para las larvas, por lo que debe ser de buena calidad y enriquecido con la microalga que ofrezca el mejor perfil de ácidos grasos, o bien, con algún producto comercial que contenga probióticos o ácidos grasos esenciales. Las especies del género *Brachionus* más utilizadas en acuicultura son *B. plicatilis* y *B. rubens* (100-300 μ) (Fig. 37); sin embargo, actualmente se han encontrado otras especies que por tener menor tamaño (40-150 μ)

son más convenientes para los primeros días de alimentación, como son *B. ibericus* y *Proales similis* (Fig. 38). En este sentido, es importante mencionar que en la actualidad los cultivos de estos organismos se pueden mantener con microalga viva o pastas de microalgas que se venden comercialmente; sin embargo, no todas las especies de rotíferos aceptan estas dietas, como es el caso de *P. similis*, que es selectivo en su alimentación con preferencia por microalgas vivas de la especie *Nannochloropsis oculata*.

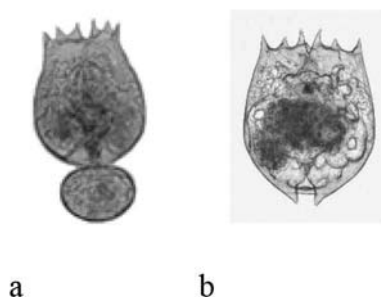


FIG. 37. Rotíferos comúnmente utilizados en acuicultura: a) *Brachionus plicatilis*⁹ y b) *Brachionus rubens*¹⁰.

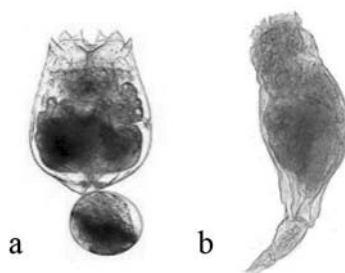


FIG. 38. Rotíferos recomendados durante los primeros días de alimentación: a) *Brachionus ibericus*¹¹ y b) *Proales similis*¹².

Para asegurar una buena producción de rotíferos es necesario mantener medidas adecuadas de higiene que eviten su contaminación por protozoarios y

9. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKewi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#newwindow=1&tbn=isch&q=b+plicatilis&imgsrc=kaAX89ii-TGmwM%3A
10. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKewi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#newwindow=1&tbn=isch&q=brachionus+rubens&imgsrc=tr9m4TLLCFizM%3A
11. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKewi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#newwindow=1&tbn=isch&q=brachionus+ibericus&imgsrc=sKnJtuU47PFx1M%3A
12. https://www.google.com.mx/search?q=chlorella+vulgaris&newwindow=1&espv=2&biw=1440&bih=799&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=0ahUKewi7lse0hOjOAhVBQCYKHZBZA0wQ_AUIBigB#newwindow=1&tbn=isch&q=proales+similis&imgsrc=71wxum2Znq8s0M%3A

bacterias. Para esto es necesario que todo el material utilizado sea lavado de forma adecuada al final de cada cosecha, de acuerdo con el siguiente procedimiento:

1. Utilizar para los cultivos agua tratada, ya sea filtrada y tratada con luz UV, o bien desinfectada con cloro y neutralizada con tiosulfato de sodio.
2. Lavar y desinfectar los tanques y herramientas (tamices, vasos, jarras y cubetas) con una solución de cloro (1 ml de cloro/1 l de agua o ácido muriático a razón de 1 l/15 l¹³); para alargar el tiempo de vida útil de los tamices, se debe tener especial cuidado en no dejarlos por un tiempo mayor a cinco minutos en cloro.
3. Limpieza diaria de pisos del área de cultivos con hipoclorito de sodio.

Es importante contar con un cepario libre de protozoarios, cepas que se invaden cuando un individuo/ml, hace un seguimiento del cultivo cada 24 h y lo transfiere a un medio de cultivo nuevo. Aquellos que se hayan reproducido satisfactoriamente se transferirán junto con su descendencia a un recipiente de 100 ml, con lo que se origina la cepa que se inoculará.

La inoculación del rotífero se realiza cuando las microalgas están en su fase estacionaria. La forma de cultivo de rotíferos más utilizada es la del tipo semi-continuo, en donde son alimentados con microalgas, hasta que alcanzan densidades de 100 organismos/ml. Los rotíferos son alimentados con microalgas a concentraciones de 35×10^6 células/ml y mantenidos en salinidades de 8 ppm a 35 ppm, dependiendo de la especie, para lo que se utiliza sal de mar libre de flúor. Su mantenimiento requiere un recambio de 25% a 30% del medio de cultivo cada tercer día, con tamices con abertura de malla de 30 μ a 40 μ .

Para iniciar el escalamiento de estos cultivos se utilizan garrafones de plástico con capacidad de 20 l, a los que se les vierten 15 l de medio y 3 l de microalga, sembrando un inoculo de rotíferos a una densidad de 20 a 50 organismos/ml. Estos cultivos deben contar con un ligero suministro de aire, para mantener en suspensión las células de microalgas y evitar el desprendimiento de los huevos de las hembras. Para iniciar la cosecha se deben esperar de 48 a 70 h. Un indicador de que los cultivos se están desarrollando de forma adecuada es cuando el agua de los contenedores se torna de verde a transparente o ligeramente amarilla. Cuando la densidad de rotíferos supera 150 organismos/ml, se cosecha 25% del volumen total con ayuda de un tamiz y se repone con medio nuevo enriquecido con microalgas.

Cuando la demanda de rotíferos es alta, se utilizan tolvas o contenedores de plástico o fibra de vidrio con capacidad de 200 l (Fig. 39) y 1 700 l (Fig. 40). El

13. Protocolo de Producción de Rotíferos. Convenio IRTA, Barcelona, España-IAPEJ, Jalisco, México. CEDETEM, Tomatlán, Jalisco. 4p.

procedimiento de siembra, mantenimiento y cosecha es similar al practicado en los recipientes de 20 l, procurando mantener las mismas proporciones de agua, microalga y sal.

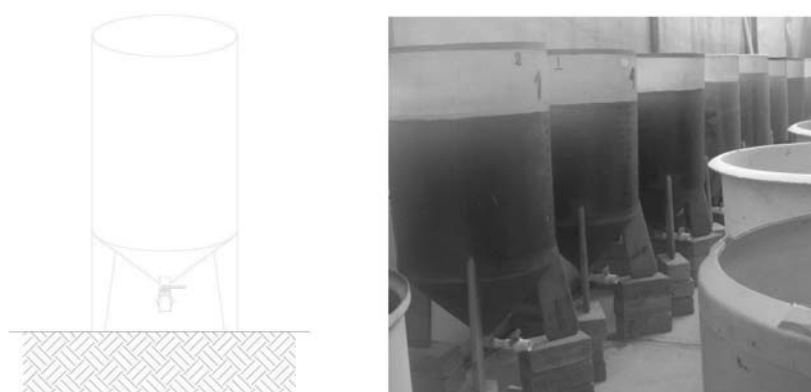


FIG. 39. Contenedores de 200 l utilizados en el cultivo de rotíferos.

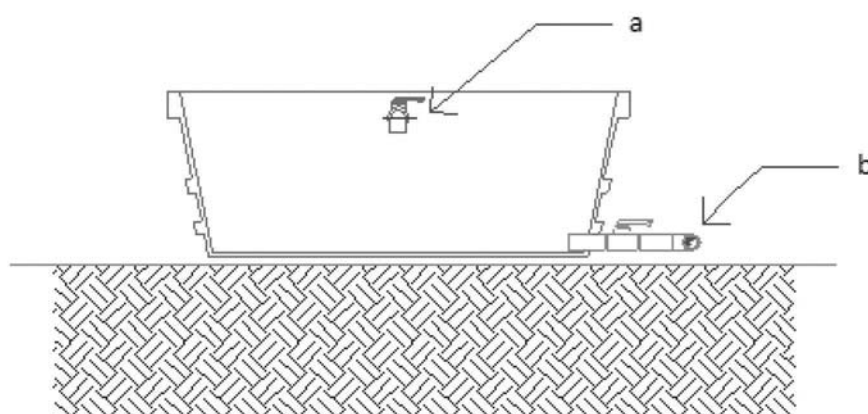


FIG. 40. Tanque de 1 700 l utilizado en el cultivo de rotíferos. a) válvula de llenado, b) válvula de desagüe.

Se recomienda realizar observaciones al microscopio de forma periódica para determinar el estado de salud de la población. En un cultivo saludable, los rotíferos se observan muy activos y una gran proporción de la población es portadora de huevos amícticos. Generalmente se fija la muestra con una solución de formol a 10%, o con lugol, para facilitar su conteo con instrumentos específicos para cuantificar zooplancton (Fig. 41). Para ello, se vierte 1 ml de agua del tanque de cultivo en la Cámara de Sedgwick-Rafter y se observa a través de un microscopio estereoscópico. El conteo se debe iniciar de forma horizontal y en zig zag a lo largo de la cuadrícula y contabilizar el total de rotíferos y los rotíferos hembras con huevo.



FIG. 41. Cámara Sedgewick-Rafter y contador manual.

Cultivo de *Artemia* sp.

La *Artemia* es un crustáceo branquiópodo, que es excelente alimento para las larvas y juveniles de pescado blanco, incluso para reproductores, debido a su alto valor nutrimental y a su fácil manejo. El valor nutritivo de los nauplios recién eclosionados es muy alto, pero decrece rápidamente cuando no disponen de alimento. Por ser una especie filtradora, es factible y recomendable su enriquecimiento con microalgas (vivas o en pasta), o con productos comerciales con altos contenidos de lípidos, aminoácidos, ácidos grasos, probióticos (Hernández-Martínez 2009, 2010¹⁴).

La *Artemia* puede vivir de dos a seis meses y alcanza su madurez sexual a las dos semanas de vida (Fig. 42).



FIG. 42. Diferentes estadios de vida de *Artemia*¹⁵.

14. Hernández-Martínez M, R Pedrosa, G León, MM Villa G, J Colín O, F Estrada, G Mares, S Sabanero. 2010. Uso de probióticos en las primeras etapas de vida del pescado blanco (*Chirostoma estor*). En: MT Gaspar-Dillanes, MC Saucedo-Ruiz, L Ruiz-Villanueva (comps.). *Memoria 1 Reunión Nacional de Innovación Acuicola y Pesquera*. San Francisco de Campeche, Campeche. 22 al 27 de noviembre de 2010.
15. <http://www.acuarionorte.com/index.php?topic=1309.0>

Los quistes o huevos de resistencia de *Artemia* se comercializan, por lo general, deshidratados. Para iniciar un cultivo de *Artemia*, los quistes son hidratados durante una hora en agua potable en recipientes preferiblemente cilíndricos para mayor facilidad de aireación, a una concentración de 10 g de huevos/l o de acuerdo con las recomendaciones del distribuidor. Una técnica utilizada para la desencapsulación es sumergir los quistes de cinco a 10 minutos en una solución de hipoclorito de sodio; posteriormente, se realiza un lavado intenso para eliminar los restos de hipoclorito y se finaliza con un lavado con tiosulfato de sodio para su neutralización.

Para la eclosión del embrión se recomienda utilizar recipientes limpios con base de forma cónica, que pueden estar elaborados de acrílico o fibra de vidrio (Fig. 43), mantener una iluminación de 2.000 lux, salinidades de 35 Ups, temperatura de 25 °C a 30 °C, pH de 7.5 a 8.5 y aireación vigorosa. En estas condiciones se logra la eclosión en aproximadamente 20 a 24 h, siendo normal una tasa de supervivencia de 80%, dependiendo del origen de los quistes. El nauplio es el primer estadio larvario que se obtiene a partir de un quiste, si la hembra tiene reproducción ovípara o directamente de la hembra cuando se presenta la reproducción ovovivípara (Castro-Barrera *et al.* 2003).



FIG. 43. Recipientes eclosionadores de *Artemia* sp.

Cultivo de *Daphnia* sp.

La pulga de agua es una especie filtradora no selectiva y principalmente se alimenta de algas microscópicas, bacterias, hongos, paramecios y detritus. Además, puede utilizar alimentos secos, siempre y cuando tengan un tamaño de partícula menor a 60 micras. Por estas características alimenticias, la calidad nutritiva de *Daphnia* dependerá del tipo del alimento que consuma. Este grupo no sobrevive a cambios extremos de temperatura, se desarrollan en temperaturas de 28°C-29°C y habitan en medios donde la concentración de oxígeno disuelto en agua (O₂) es variable, ya que pueden crecer tanto en completa saturación de

O₂ hasta en concentraciones muy bajas. Estas concentraciones se relacionan con la temperatura, concentración de materia orgánica y concentración de microalgas en el agua.

La reproducción de este grupo es partenogenética, principalmente en verano, cuando se producen sólo hembras, mientras que en invierno cuando las condiciones son adversas, se producen machos, por lo que en esta época se lleva a cabo la reproducción sexual. Una *Daphnia* vive de tres a cuatro semanas y produce alrededor de 20 huevos cada 48 h (Castro-Mejía *et al.* 2003).

Para la preparación de cultivo *Daphnia* sp. se pueden utilizar tanques de 200 l, hasta pequeños estanques (Fig. 44). Se recomienda iniciar con volúmenes de 200 l de agua reposada durante 24 h con aireación constante para eliminar rastros de cloro e incrementar la cantidad de oxígeno en el agua. Se inoculan 100 organismos/litro y se alimentan con microalga cultivada en agua dulce. Inicialmente se puede alimentar adicionado una solución de arroz (30 g/l) y alternando por la tarde con microalga (Hernández-Martínez *et al.* 2015⁶). Un indicador de que la población está en buen estado es la transparencia del agua, por lo que a medida que se incremente la densidad de organismos, se deben aumentar las raciones de alimentos, como microalga y arroz; después de ocho días del inicio del cultivo, se hace la cosecha por arrastre con una red de cuchara y se obtienen producciones aproximadas de 45 000 organismos/l. Para la limpieza de los recipientes donde se lleva a cabo el cultivo, se realiza un sifoneo cada cuatro días o según lo requiera el cultivo; al mes se hace una transferencia a un tanque limpio y cuando la población empieza a decrecer se procede a la cosecha total, limpieza de tanque e inicio de un nuevo cultivo. De ser necesario, se cubrirán los contenedores con mallasombra para protegerlos de la luz directa y de la presencia de moscos y otros insectos que contaminen los cultivos.



FIG. 44. Tanque utilizado para el cultivo de *Daphnia* sp.¹⁶.

16. <https://es.wikipedia.org/wiki/Daphnia>

Parásitos y enfermedades en cultivo

La enfermedad se presenta cuando se rompe el equilibrio entre el hospedero, el patógeno y el ambiente. Dado que los cultivos piscícolas son ecosistemas sumamente frágiles, los brotes de enfermedades o ataques de parásitos están relacionados con condiciones de altas densidades, fluctuaciones en la calidad del agua y continuo manejo, que provocan estrés en los peces. En esta perspectiva, la acuicultura debe enfocarse a mantener la homeostasia (capacidad de un sistema para conservar su medio interno en equilibrio) de los peces sometidos al confinamiento (Shepherd y Bromage 1999), mediante el cuidado de su alimentación y la conservación de las mejores condiciones durante su crecimiento, su cosecha y su transporte.

Los peces en cultivo deben estar libres de enfermedades y cumplir con indicaciones de la Organización Internacional de Epizootias (OIE) obligatorias, en el ámbito mundial, debiendo monitorearse periódicamente y observar cualquier signo de enfermedad. Cuando se utilicen drogas químicas, se deberá tener especial cuidado de utilizar sólo aquellos medicamentos autorizados por la Food and Drug Administration (FDA), evaluar las dosis y los tiempos de aplicación a pequeños grupos para asegurar que los peces respondan positivamente al tratamiento y no descargar los residuos al ambiente sin previo tratamiento, o bien almacenarlos y entregarlos a agencias autorizadas en el manejo de sustancias peligrosas. De ahí la importancia de que todas las unidades de producción cuenten con un área de cuarentena para la observación de ejemplares de nuevo ingreso a la unidad, a fin de detectar oportunamente la presencia de cualquier parásito y evitar la entrada a las áreas de cultivo (NOM-011-PESC-1993).

Enfermedades parasitarias

Por lo que toca a las poblaciones cultivadas de pescado blanco, se ha observado la presencia de bacterias y hongos, así como de diversos protozoarios, helmintos y crustáceos. Es importante recordar que los parásitos pueden limitar el crecimiento de sus hospederos, afectar su reproducción, alterar su aspecto en detrimento de la calidad de la cría o incluso causar pérdidas económicas por mortalidades y adquisición de medicamentos.

Los registros documentados de agentes patógenos observados en el género *Chirostoma*, han reportado la presencia de bacterias de los géneros *Aeromonas* y *Vibrio* en reproductores de *C. humboldtianum* (Blancas 2003a¹⁷, 2003b). Asi-

17. Blancas AG, G Figueroa, JL Arredondo, I Barriga. 2003a. Primeras experiencias sobre el manejo de reproductores de Pez Blanco (*C. humboldtianum* Valenciennes, 1835) bajo condiciones controladas. *Resúmenes II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura*. CIVA 2003 (<http://www.civa203.org>).

mismo, 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.* 2009¹⁸). Las bacterias Gram negativas de los géneros *Vibrio*, *Pseudomonas* y *Aeromonas*, son consideradas como patógenos facultativos responsables de enfermedades sistémicas y hemorrágicas. Dependiendo del género, se pueden presentar casos de anorexia, lesiones hemorrágicas en la piel, en la base de las aletas y en la boca, inflamación de órganos, edema, ascitis y septicemia (Fig. 45). También se puede observar oscurecimiento de la piel, erosión y enrojecimiento de las aletas (Hernández-Martínez *et al.* 2006¹⁹).

Prevención y control: reducción de la fuente contaminante y de la temperatura, se ha utilizado en su tratamiento, dependiendo del patógeno, Oxitetraciclina, Clorafenicol, Estreptomicina y Sulfanamidas en el alimento; además, se recomienda desinfección de instalaciones.

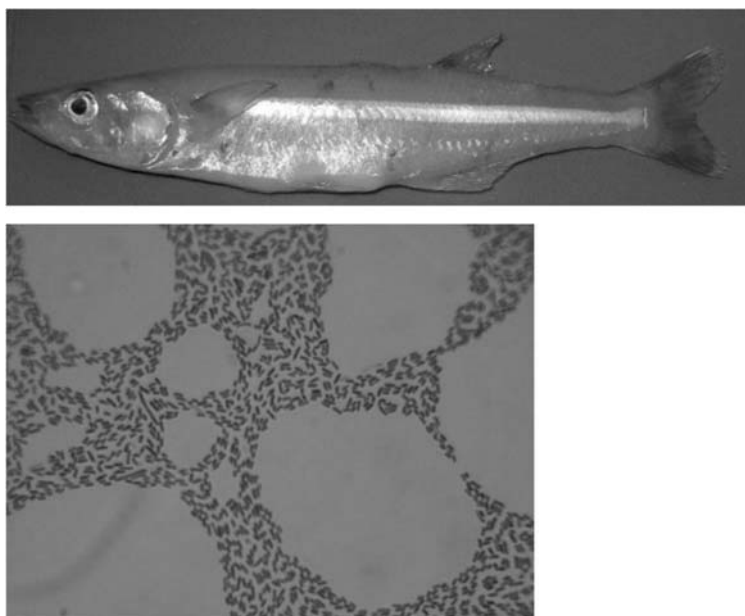


FIG. 45. Peces con afecciones en piel y aletas causadas por bacterias del género *Pseudomonas* sp.²⁰.

18. Alaye RN, JJ Morales, F Estrada. 2009. Sanitary assessment of water and organisms in *Menidia estor* aquaculture. *Resúmenes World Aquaculture*. Veracruz. México. 25 a 29 de septiembre de 2009.
19. Hernández-Martínez M, FD Estrada, E Arredondo, G Mares, S Sabanero, G León, C Osuna, N Hernández. 2006. Aspectos sanitarios asociados al cultivo de pescado blanco (*Chirostoma estor estor*) en el Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. *Resúmenes I Conferencia Latinoamericana sobre cultivo de peces nativos y III Conferencia Mexicana sobre cultivo de peces nativos*. Morelia, Michoacán, México. 18 a 20 de octubre.
20. Comité Estatal de Sanidad Acuícola del estado de Michoacán A.C.

Asimismo, es frecuente observar la 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 *et al.* 2004). Este hongo produce manchas blancas o grisáceas de aspecto algodonoso en la piel, afecta piel y en ocasiones las branquias de los peces, así como los huevos en etapa de incubación (Fig. 46).

Prevención y control: se utilizan baños con Cloruro de sodio, se recomienda mantener la temperatura del agua a 22 °C, limpieza y desinfección de instalaciones.



FIG. 46. Cría de pescado blanco infectada por hongos en la superficie del cuerpo.

Los protozoarios son otro grupo importante de parásitos, muchos de los cuales están asociados a una mala calidad del agua, que puede contener fases libres infectivas. *Ichthyophthirius multifiliis* (Fig. 47) se ha presentado en unidades de producción acuícola y para atacarlo se aplicó como tratamiento terapéutico Metranidazol (250 mg/50 l), observándose disminución gradual de la infección en un periodo de cinco días (SEPESCA 1994, Hernández-Martínez 2007²¹). Este parásito ocasiona la enfermedad del Ich o puntos blancos, ya que se aloja debajo del epitelio de la piel, aletas y branquias y forma puntos blanquecinos que producen irritación e inflamación de la epidermis y abundante mucus. Los peces se frotan en las paredes y saltan fuera del agua.

Prevención y control: recambio e incremento del flujo de agua de agua y aire.

21. Hernández-Martínez M. 2007. Estado sanitario de pescado blanco (*Chirostoma estor*) cultivado. Informe Técnico. (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca, Centro Regional de Investigación Pesquera-Pátzcuaro. México. 11p.

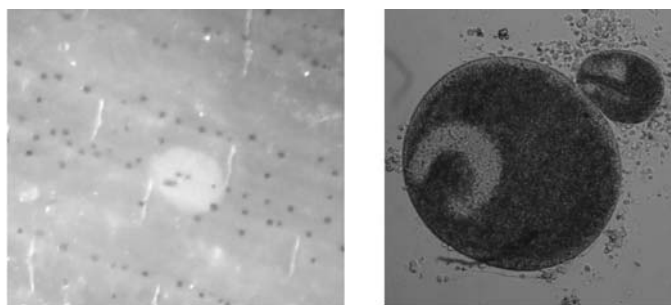


FIG. 47. Aspecto macroscópico de aletas²² y microscópico del protozooario ectoparásito *Ichthyophthirius multifiliis*²⁰.

También en granjas se han reportado peces infectados por *Trichodina* (Fig. 48), al parecer ocasionada por el “mal manejo, inapropiadas condiciones de alimentación y altas densidades” (SEPESCA 1994). La tricodiniosis ocasiona en los peces “costiasis”, que se manifiesta como anorexia y aletargamiento, pérdida de escamas y producción anormal de mucus, aspecto del cuerpo blanquecino y piel enrojecida, todo lo cual puede facilitar infecciones secundarias. Afecta principalmente a peces jóvenes y cuando la infección es severa se producen hemorragias y éstos tienden a frotar su cuerpo contra las paredes del tanque, tienen dificultad para nadar e inapetencia.

Control: baños cortos con acriflavina, formaldehído o azul de metileno.

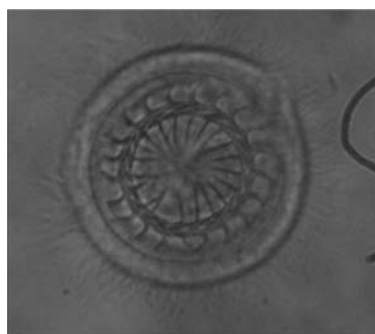


FIG. 48. Protozooario de la especie *Trichodina* sp. localizada sobre la piel²⁰.

Otros patógenos también pueden ser introducidos a los sistemas de cultivo por medio del alimento vivo contaminado, tal es el caso de *Mixobolus* sp. (Fig. 49) (Rosas 1970).



FIG. 49. Endoparasito *Mixobolus* sp. en el tejido cerebral²².

Con respecto a la presencia de helmintos parásitos en pescado blanco existen reportes del nemátodo *Contracaecum* sp. (Fig. 50), en un reproductor de *Chirostoma estor*, así como del acantocéfalo *Polymorphus brevis* (Fig. 51) y del hirudineo *Myzobdella patzcuarensis* (Fig. 52) (Hernández-Martínez *et al.* 2006¹⁹). Si bien la incidencia fue baja al igual que la prevalencia de estos parásitos, su presencia es una llamada de atención acerca del cuidado que se debe tener en el manejo de la fuente de agua, los artes y herramientas de cultivo, así como del control de vectores aun en sistemas controlados, ya que malas prácticas de manejo en las instalaciones de cultivo pueden ocasionar pérdidas por mortalidad o detrimento de la calidad del producto.



FIG. 50. Nemátodo *Contracaecum* sp. recolectado en tracto intestinal del pescado blanco²⁰.

22. <http://agriculture.vic.gov.au/fisheries/aquaculture/murray-cod-aquaculture/fish-health-management>

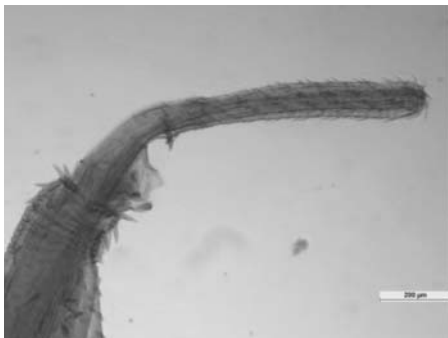


FIG. 51. Acanthocéfalo *Polymorphus brevis* localizado en tracto intestinal.



FIG. 52. Sanguisuela *Myzobdella patzcuarensis* localizada en superficie corporal.

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* sp. (Fig. 53) (Hernández-Martínez *et al.* 2011²³), localizado en la superficie corporal y la cavidad bucal. Estos parásitos ocasionan lesiones en el epitelio que, si no se atienden de forma adecuada pueden ser puerta de entrada de patógenos oportunistas, como bacterias u hongos. Este parásito posee un cuerpo alargado y se fija en su hospedero con sus anclas cefálicas. Los peces infectados presentan nado errático, por lo que se observan lesiones y hemorragias en la superficie de la piel.

Control: se recomienda eliminar a los peces parasitados, filtrar el agua de entrada y aplicar baños de Metrifonato, formalina o sal.

23. Hernández-Martínez M, G Mares, S Sabanero, G León. 2011. Cultivo de pescado blanco (*Chirostoma estor*) en estanquería rústica. Informe Técnico. (Documento interno). Instituto Nacional de Pesca, Centro Regional de Investigación Pesquera-Pátzcuaro. México. 15p.



FIG. 53. Crustáceo parásito *Lerneia* sp.

La Argulosis es causada por *Argulus* sp. (Fig. 54); parásito que penetra en la piel e inyecta sustancias tóxicas de acción celular alrededor de las heridas o sangre. Se recomienda eliminar vegetación del estanque, peces moribundos e incrementar el flujo de agua para disminuir la temperatura y aplicar baños de Metrifonato.

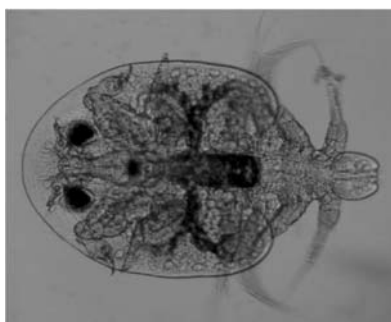


FIG. 54. El ectoparásito *Argulus* sp. afecta la superficie corporal de los peces²⁰.

En todos los casos en donde se pretenda aplicar algún tratamiento terapéutico, se recomienda realizar pruebas previas en pequeña escala, para determinar la dosis y los tiempos de exposición a los fármacos, ya que son importantes la temperatura, la calidad del agua y la condición de los peces, para tener éxito y no poner en riesgo el total de la población afectada.

Enfermedades nutricionales

Existen diversos reportes de alteraciones en la salud de los organismos de origen nutricional, observándose malformaciones en la columna vertebral del tipo lordosis y escoliosis, deformación de opérculos (Fig. 55), así como exoftalmias (Rosas 1970) en *Chirostoma estor* ocasionados por deficiencia de vitamina c en las dietas (Ríos *et al.* 2006²⁴).

24. Ríos DMG, ME Reinoso M, EM Toledo C, C Martínez P. 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. III Conferencia Mexicana sobre cultivo de peces nativos*. Morelia, Michoacán, México. 18 a 20 de octubre de 2006.

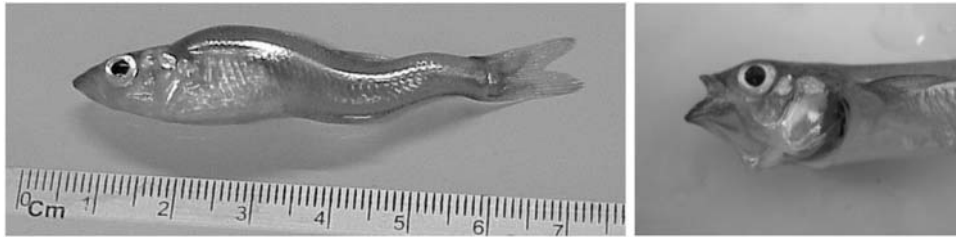


FIG. 55. Lordosis, escoliosis y opérculos deformes en organismos de pescado blanco cultivados en laboratorio.

Por otra parte, alimentos con texturas inadecuadas pueden ocasionar irritación del tracto digestivo, incluso revertimiento del intestino (Fig. 56); así como las dietas ricas en grasa pueden generar acumulación excesiva de lípidos en la cavidad abdominal, hígados grasos, vesículas amarillas y turgentes (Hernández-Martínez *et al.* 2008²⁵), que en la mayoría de los casos resultan en la muerte de los organismos (Fig. 57).

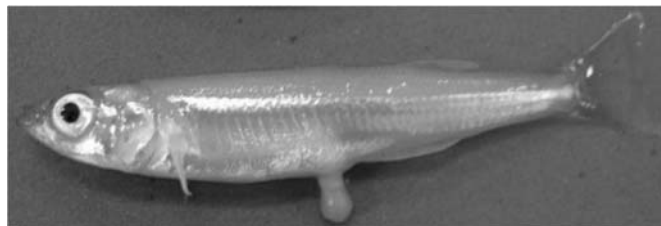


FIG. 56. Juvenil de pescado blanco con ano revertido debido a dietas de textura inadecuada.

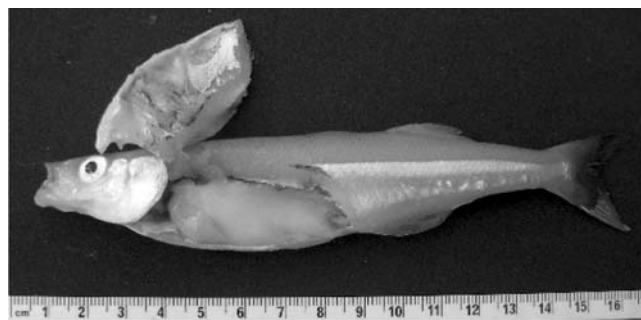


FIG. 57. Acumulación de grasa por suministrar dietas inadecuadas en pescado blanco.

25. Hernández-Martínez M, G León, S Hipólito de Jesús, G Mares, S Sabanero. 2008. Evaluación de dietas para la engorda de Pescado Blanco (*Chirostoma estor*). Informe de Investigación (Documento interno). Instituto Nacional de la Pesca, Centro Regional de Investigación Pesquera-Pátzcuaro. México. 47p.

Estrés

Si bien no es una enfermedad, el estrés es un estado fisiológico que predispone a los peces a ser más susceptibles a enfermedades debido a los cambios bioquímicos en el organismo. Estudios de Toledo *et al.* (2009²⁶) indican que condiciones de hipoxia pueden conducir a estados de estrés en adultos de *C. estor*. Es importante observar el comportamiento de los peces sometidos a estrés. Así, 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, lo que le produce lesiones; igualmente, la mala calidad en los sistemas genera lo altera y esto puede ocasionar inanición, debilitamiento e incluso la muerte.

Enfermedad de la burbuja

Es una enfermedad no infecciosa que se presenta cuando los peces son expuestos a condiciones de sobresaturación de gases. El agua procedente de manantiales o pozos puede contener altos niveles de nitrógeno, anhídrido carbónico y ácido sulfhídrico disueltos, que desplazan al oxígeno y se acumula bajo la piel, en ojos, aletas o boca (Shepherd y Bromage 1999). Este fenómeno se ha observado en pescado blanco cultivado en la granja de Zacapu y en los estanques del CRIP-Pátzcuaro, debido a que en ambos casos el agua proviene de pozos. Los peces que sufren esta enfermedad no se recuperan, pues los tejidos se dañan y se producen derrames; los peces finalmente mueren (Fig. 58). Una forma de evitar esta enfermedad es con una aireación adecuada del agua previa a su descarga al cultivo, así como mantenerlos con 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).

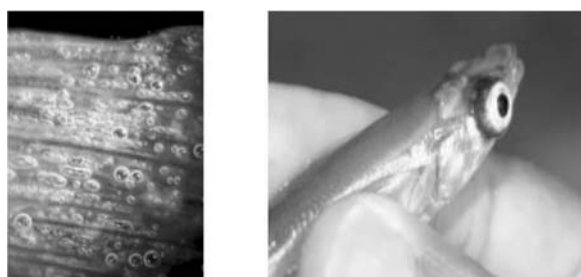


FIG. 58. Aspectos en piel²² y exoftalmia ocasionados por la enfermedad de la burbuja.

26. Toledo EM, IS Racotta, S Zamora, R Delgado, C Martínez. 2009. Estudios sobre la respuesta fisiológica de estrés en juveniles y adultos de pez blanco *Menidia estor*. *Resúmenes 2da. Conferencia Latinoamericana sobre Cultivo de Peces Nativos*. Chascomús, Provincia de Buenos Aires, Argentina, 3-6 noviembre de 2009.

Prevención de enfermedades

Las unidades de producción acuícola deben contar con protocolos de buenas prácticas de manejo, en los que se consideren aspectos tales como unidades de cuarentena, manejo con densidades de carga adecuadas de acuerdo con la edad y la longitud del pez, calidad del agua y sistema de cultivo, alimentación en cantidad y calidad, medio ambiente favorable a la especie, medidas de higiene en instalaciones, herramientas de trabajo y operarios.

Las altas densidades de los cultivos favorecen la aparición de hongos y otros patógenos oportunistas que florecen en poblaciones hacinadas y con mala calidad de agua, lo que provoca estrés en los organismos; sin embargo, condiciones controladas de cultivo disminuyen el riesgo de infecciones por parásitos. Cuando se detecta que uno o varios peces están enfermos o infectados es recomendable separarlos del resto del lote para su observación y la aplicación de un tratamiento.

De acuerdo con lo anterior, es importante la cultura de la prevención con medidas profilácticas adecuadas para cada etapa de vida de los peces y al manejo que se realice (biometrías, traslados, canulación, entre otras). Por ello, se recomienda cultivar pescado blanco en sistemas semi-intensivos (SEPESCA 1994), es decir, a densidades medias y tomando en cuenta que son especies que viven en cardumen (grupos), o bien, si se decide por sistemas intensivos, llevar estricto control de todos los factores del cultivo.

El pescado blanco es una especie nerviosa, que cuando es transportada suele golpearse (Fig. 59) e infligirse lesiones internas o heridas en la superficie del cuerpo, por lo que se recomienda aplicar algún compuesto que disminuya el estrés. En el Laboratorio de Acuicultura del CRIP Pátzcuaro se agregan 5 g/l de sal de mar para relajarlos (Morales *et al.* 2014²⁷). La forma menos estresante para su transporte es en la etapa de huevo, además, de que es una medida que busca evitar la introducción de parásitos que pudieran estar presentes en larvas, juveniles o reproductores.

27. Morales VJ, M Hernández M, SR Sabanero M, G León C, CA Calderón C. 2014. Efecto de las condiciones de transporte en la sobrevivencia de juveniles del Pescado Blanco (*Chirostoma estor*). En: Gaspar-Dillanes MT, L Huidobro-Campos, CE Ramírez-Santiago (eds.). *Resúmenes v Reunión Nacional de Innovación Acuícola y Pesquera*. Mérida, Yucatán, 6 al 9 de octubre de 2014.

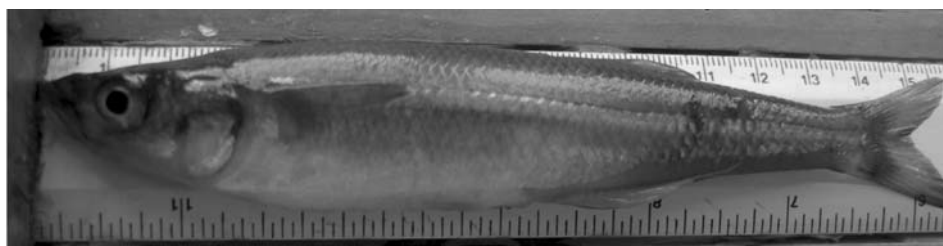


FIG. 59. Pescado blanco con lesión física por golpe.

Traslado de crías

Una vez que los peces están totalmente adaptados a las dietas inertes y alcanzan una longitud de 4 cm y 0.5 g de peso, que es alrededor de los 4 meses de edad, están listos para su venta y su siembra en granja. Se recomienda dejarlos en ayuno 24 h antes de su traslado; se pueden utilizar contenedores con suministro de oxígeno, o bien empacarlos en bolsas plásticas transparentes con agua saturada con oxígeno. Para reducir el estrés se recomienda introducirlas en una segunda bolsa plástica de color negro y agregar 5 g/l de sal de mar al agua (Fig. 60).



FIG. 60. Empaque de crías pescado blanco para su traslado a granjas.

Orientaciones económicas para la producción de crías de pescado blanco

Uno de los factores determinantes en el cultivo de pescado blanco es la producción de crías o alevines. El proceso productivo de alevines en condiciones controladas o de laboratorio tiene asociados costos de producción que deben ser identificados y monitoreados para determinar su viabilidad económica. Los costos de producción se pueden clasificar en fijos y variables. Los fijos permanecen constantes independientemente del nivel de producción (pago de permisos, pago al personal administrativo, depreciación de equipos, entre otros). Los variables fluctúan de forma directa con el nivel de producción y se les identifica por lo general con el pago de insumos y materias primas (alimento, electricidad, sustancias químicas, entre otros) requeridas para el propio proceso productivo. El ejercicio que se presenta a continuación se realizó con base en las condiciones actuales del laboratorio de acuicultura del CRIP Pátzcuaro; sin embargo, pueden mejorarse y reflejarse en reducción de costos o incrementos en los volúmenes de producción.

Stock de reproductores de pescado blanco

Para la producción de crías se contempló un módulo con 450 reproductores. Se requiere la instalación de cinco tanques de geomembrana de tres metros de diámetro, cada uno a razón de 105 a 140 reproductores por tanque (15 a 20 peces/m³). La inversión para el módulo de reproductores fue de \$100 mil pesos; monto que no incluye la inversión en terrenos ni edificios (construcción de laboratorios). Cabe mencionar que la producción de crías requiere un espacio techado y cerrado a fin de poner llevar un estricto control de temperaturas y sanitario para evitar el ingreso de agentes externos que afecten la salud de los peces en sus primeras etapas de vida. Igualmente, la producción de alimento vivo (microalgas, rotíferos, *Artemia* y *Daphnia*), requiere condiciones ambientales y de calidad de

agua específicas, por lo que se debe realizar en un área independiente a las de incubación, cultivo de larvas y juveniles.

Producción de alimento vivo

La disponibilidad de alimento vivo es determinante en el proceso de producción larvas y juveniles de pescado blanco; por lo que su obtención en condiciones de laboratorio es una necesidad en el proceso de producción de crías, desde el estado larvario hasta que tengan la capacidad de ingerir únicamente alimento balanceado.

El proceso de producción de alimento tiene asociados costos variables y costos fijos. Dentro de los primeros se debe contemplar la producción de rotíferos, *Artemia* y *Daphnia*, así como considerar el pago de mano de obra (para ejecutar y supervisar el funcionamiento de los equipos de producción), la energía eléctrica suministrada a los equipos de laboratorio (*blowers*, bombas de agua, focos, entre otros), el costo de los insumos y materiales para producir alimento vivo (pasta de microalga, levadura, quistes de *Artemia*, entre otros). En el rubro de costos fijos se consideró el mantenimiento de equipo hidráulico, eléctrico, electrónico, entre otros (incluida su depreciación). Se considera también el monto destinado a la compra de materiales y utensilios necesarios para realizar las tareas de producción de alimento vivo.

En la *tabla 7* se presentan los rubros que componen los costos variables y fijos en un periodo anual de producción. En el primer grupo se observa que los pagos de personal técnico y de electricidad alcanzan un monto de \$160 mil pesos, lo que implica que aproximadamente uno de cada tres pesos se destina al pago de estos dos conceptos. En el segundo grupo están los conceptos considerados en la estimación de costos fijos; aquí el material de trabajo, que incluye utensilios como botellas, garrafones, jarras, cubetas, mangueras, matraces, entre otros, necesarios para el proceso de producción de alimento vivo, registró un valor de \$50 mil pesos. De acuerdo con los datos de la tabla mencionada, la tercera parte del monto destinado a cubrir costos totales se utilizó sólo para cubrir costos fijos.

TABLA 7
Costos de producción de crías de pescado blanco en el laboratorio
de acuicultura del CRIP Pátzcuaro

Rubro	Valor (pesos m.n.)
Costos variables	
Personal técnico	110 000.00
Electricidad	50 000.00
Alimentación de reproductores	10 000.00
Insumos (rotíferos, Artemia, pulga de agua)	6 000.00
Materiales	2 000.00
Subtotal	178 000.00
Costos fijos	
Personal administrativo	30 000.00
Material de trabajo (consumibles)	50 000.00
Mantenimiento de equipo de laboratorio (equipos electrónicos)	1 000.00
Mantenimiento de instalaciones de laboratorio (eléctricas, hidráulicas, etc.)	3 000.00
Depreciación	8 000.00
Subtotal	92 000.00
Costo total	270 000.00

Fuente: información recopilada durante el desarrollo del proyecto (2015).

Con base en los datos presentados en la *tabla 7*, se estimó que la etapa de producción de crías de pescado blanco genera un costo de 270 mil pesos, incluidos los costos variables y fijos, pero sin considerar el costo de depreciación. El costo operativo anual para producir alimento vivo es de \$178 mil pesos, representan un gasto de aproximadamente \$14 mil pesos mensuales para la unidad de producción de crías de pescado blanco. Con la información disponible se estima que el costo de producción por unidad u organismo (cría) es de \$7.2 pesos, si se considera que el sistema produce 35 000 crías.

El precio de venta del alevín o cría requerido para esta unidad de producción puede variar de \$12 a \$15 por organismo. A un precio de venta de \$12 por alevín, las utilidades que se generarían por ciclo anual serían de \$150 mil (Tabla 8).

TABLA 8
Especificaciones para la unidad de producción de crías de pescado blanco

Producción (total de alevines)	\$35 000.00
Inversión (pesos)	180 000.00
Operación anual (pesos)	270 000.00
Ingreso por venta (pesos)	420 000.00
Utilidad (pesos)	150 000.00

Glosario

Ácidos grasos esenciales: son aquellos ácidos grasos necesarios para ciertas funciones que el organismo no puede sintetizar, por lo que deben obtenerse por medio de la dieta.

Ad libitum: término utilizado cuando se ofrece alimento a los peces a libre demanda o saciedad.

Aditivo alimenticio: son sustancias que se añaden a los alimentos intencionadamente con el fin de modificar sus propiedades, conservación o mejorar su adaptación al uso a que estén destinados.

Alimentación endógena: larvas se alimentan de sus reservas nutritivas almacenadas en el saco vitelino como una gota lipídica.

Alimentación exógena: se presenta cuando se consume el saco vitelino y está asociada con la apertura de la boca, desarrollo de los órganos sensoriales, el estado morfológico y funcional del intestino, entre otras cosas.

Anoxia: falta casi total de oxígeno en los tejidos del cuerpo

Branquiespinas: Forman parte del conjunto branquial que se encuentra ubicado en la cavidad faríngea, localizados sobre los arcos branquiales en sentido opuesto a los filamentos branquiales

Buenas Prácticas de Producción Acuícola: conjunto de criterios y conductas sanitarias dirigidos a garantizar la inocuidad de los productos acuícola destinados al consumo humano

Cepario: colección de microorganismos que en este caso son microalgas y rotíferos utilizados como reserva para asegurar la producción a nivel masivo de estos grupos.

Eclosión: momento en que la larva rompe el huevo y se libera.

Escoliosis: deformidad de la columna vertebral en forma lateral.

Especie endémica: es aquella que se distribuye en un lugar o región geográfica específica y no se encuentra de forma natural en otra parte del mundo.

Especies exóticas: es aquella introducida fuera de su distribución natural.

Especie nativa: es aquella originaria o autóctona de la zona en que habita, pero que no se encuentra necesariamente en forma exclusiva en ese lugar.

Especie ovípara gonocórica: organismos con sexos separados (machos y hembras) que depositan sus huevos en el medio externo donde completan su desarrollo embrionario antes de la eclosión.

Estructuras bucofaríngeas: estructuras en los peces que se encuentran en la parte anterior del canal alimenticio que comprende las cavidades de la boca y la faringe, región por la que ingresa transita inicialmente el alimento al cuerpo. Estas estructuras principalmente están constituidas por branquiespinas, dientes y mandíbulas.

Fertilización artificial: fertilización de ovas de manera asistida con espermatozoides extraídos manualmente por ligera presión en la región ventral de los machos y se realiza en el pescado blanco principalmente en programas de selección.

Geomembrana: son láminas de polietileno que recubren mallas o cercos metálicos y se utilizan como estanques para el cultivo de especies acuícolas.

Hábitat natural: lugar donde un organismo o una población biológica vive de forma natural o se adapta.

Hematocitómetro: aparato de precisión utilizado para el conteo celular.

Inanición: es un estado de extrema debilidad y desnutrición que puede afectar al organismo humano como consecuencia de la ausencia de ingesta de alimentos.

Infraestructura: Conjunto de medios técnicos, servicios e instalaciones necesarios para el desarrollo del cultivo.

Lordosis: curvatura de la columna en forma ventral.

Metanauplio: ultimo estadio larvario de los crustáceos (*Artemia* sp.)

Microalga: microorganismos microscópicos fotosintéticos, altamente eficientes en la fijación de CO₂ y utilización de la energía solar para producir biomasa.

Nauplio: primer larva de los crustáceos (*Artemia* sp.)

Organismos planctónicos: organismos pequeños (<3 cm) que habitan la columna de agua con limitada capacidad de contrarrestar las corrientes de agua.

Partenogenética: reproducción en la que las células sexuales femeninas no fecundadas.

Patógeno: agente capaz de producir alguna enfermedad o daño al hospedero

Retrolavado de filtros: proceso de limpieza de filtros para su buen funcionamiento y evitar la acumulación de sólidos, exceso de bacterias, eliminación de burbujas, etc.

Sistema de recirculación: sistemas que incorporan tratamientos y reutilización de agua, en los que se renueva menos de 10% del volumen total

Translocación de especies: movimiento de organismos vivos de un área a otra, donde son liberados.

ups: unidades prácticas de salinidad

Vejiga natatoria: órgano de flotación de peces óseos localizado debajo de la columna vertebral en la cavidad celomica, que al llenarse de gas permite al pez subir a la superficie.

Zooplankton: Conjunto de organismos exclusivamente animales que forman parte del plancton

Literatura citada

- Alaye RN 1993. Hematología de aterínidos de agua dulce: género *Chirostoma* spp. del lago de Pátzcuaro, Mich. *Ciencia Pesquera* 10: 97-109.
- Barbour CD. 1973a. A biogeographical history of *Chirostoma* (Pisces: Atherinidae): a species flock from Mexican plateau. *Copeia* 3: 533-536.
- Barbour CD. 1973b. The systematics and evolution of the genus *Chirostoma* sp. Swainson (Pisces: Atherinidae). *Tulane Studies in Zoology and Botany* 18(3): 97-141.
- Blancas GA, G Figueroa, IA Barriga, JL Arredondo. 2003. Aportaciones al cultivo del pez blanco *Chirostoma humboldtianum* (Pisces: Atherinopsidae). En: Rojas Carrillo PM, D Fuentes C (eds.). *Historia y avances del cultivo de pescado blanco*. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. México. pp: 155-168.
- Bouchard HJ, DB Aloisi. 2002. Investigations in concurrent disinfection and de-adhesion of lake sturgeon eggs. *North American Journal of Aquaculture* 64: 212-216.
- Carrillo M, S Zanuy, F Oyen, J Cerdá, JM Navas, J Ramos. 2000. Some criteria of de quality of the progenie as indicators of physiological broodstok fitness. International Center for Advanced Mediterranean Agronomic Studies. *Options Mediterraneennes* 47(35): 61-73.
- Castro-Barrera T, J Castro, G Castro. 2003. Artemia. En: Castro Barrera T (comp.). *Alimento vivo para organismos acuáticos*. AGT. México. 5: 47-58.
- Castro-Mejía J, A Morales, T Castro. Pulga de agua (*Daphnia* sp.). En: Castro Barrera T (comp.). *Alimento vivo para organismos acuáticos*. AGT. México. 7: 67-81.
- Conceicao LEC, M Yufera, P Makridis, S Morais, MT Dinis. 2010. Live feeds for early stages of fish rearing. *Aquaculture Research*: 41:613-640.
- Dyer BS, B Chernoff. 1996. Phylogenetic relationships among atheriniform fishes (Teleostei: Atherinomorpha). *Zoological Journal of the Linnean Society* 117: 69.
- DOF. 2010. Carta Nacional Pesquera. *Diario Oficial de la Federación*. México. 2 de diciembre de 2010.
- DOF. 1994. Norma Oficial Mexicana NOM-011-PESC-1993, para regular la aplicación de cuarentenas, a efecto de prevenir 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 acuicultura y ornato en los Estados Unidos Mexicanos. México. 16 de agosto de 1994.
- DOF. 2012. Carta Nacional Acuícola. *Diario Oficial de la Federación*. México. 6 de junio de 2012.
- Estrada-Navarrete FD, E Soto-Galera, D Hernández-Montaña, ER Sandoval-Huerta. 2015. Actualización de los registros de pescado blanco *Chirostoma estor* y

- C. humboldtianum* en cinco cuerpos de agua de Michoacán, México. *Ciencia Pesquera* 23(2): 73-76.
- Fulks W, L K Main. 1991. Rotifer and microalgae culture systems. The Oceanic Institute, Makapou Point, Honolulu, Hawaii. *Proceeding of the USA-Asia Workshop*. pp: 232-245.
- García Ortega A, O Calvario Martínez (comps.). 2004. *Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuicola de Trucha para la Inocuidad Alimentaria*. Compiladores: SENASICA-SAGARPA. México. 86p.
- Hernández-Martínez M, T Castro-Barrera, M Garduño-Dionate, G Castro-Castro, JL Baltierra-Rodríguez. 2009. Efecto del alimento enriquecido con *Lactobacillus casei* en la sobrevivencia y crecimiento de larvas y juveniles de *Chirostoma estor* (Pisces: Atherinopsidae). *Ciencia Pesquera* 17(2): 5-12.
- Hernández-Montaña D. 2006. Lago de Pátzcuaro. En: Arreguín-Sánchez F, L Beléndez-Moreno, I Méndez-Gómez-Humaran, R Solana-Sansores, C Rangel-Dávalos (eds.). *Sustentabilidad y Pesca Responsable en México. Evaluación y Manejo*. Instituto Nacional de la Pesca. México. 543p.
- Hernández-Rubio MC, G Figueroa-Lucero, IA Barriga-Sosa, JL Arredondo-Figueroa, T Castro-Barrera. 2006. Early development of the shortfin silverside *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes, 1835) (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Aquaculture* 261: 1440-1446.
- Hoff F, T Snell. 2001. *Plankton culture manual*. Florida Aqua Farm, Inc. EU. 162p.
- Martínez-Palacios CA, EM Toledo-Cuevas, E Racotta-Dimitrov, MG Ríos-Durán, E Palacios-Metchenov, J Fonseca-Madrigal, A Campos-Mendoza, LG Ross. 2006. Aspectos nutricionales del Pescado Blanco de Pátzcuaro *Chirostoma estor estor* Jordan 1879. En: E Cruz-Suárez, LE Ricque-Marie, D Tapia-Salazar, M. G Nieto-López, DA Villareal-Cavazos, AC Puello-Cruz, A García-Ortega (eds.). *Avances en Nutrición Acuicola VIII. Resúmenes VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuicola*. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León, México. 15- 17 de noviembre de 2006. ISBN 970-694-333-5.
- Martínez-Palacios CA, J Comas, A Tello-Ballinas, M Toledo-Cuevas, LG Ross. 2004. The effects of saline environment on survival and growth of eggs and larvae of *Chirostoma estor estor* Jordan 1880 (Pisces: Atherinidae). *Aquaculture* 238: 509-522.
- Miller RR, WL Minckley, SM Norris. 2005. *Freshwater fishes of México*. The University of Chicago Press. EU. 490p.
- Moretti A, MP Fernández-Criado, G.Cittolin, R Guidastti. 1999. *Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream*. Volumen 1. FAO. Rome, 194p.
- Paulo-Maya J, G Figueroa-Lucero, M Soria-Barreto. 2000. Peces dulceacuícolas mexicanos XIX *Chirostoma humboldtianum* (Atheriniformes: Atherinopsidae). *Zoología Informa* 43: 59-74.
- Peñaloza Camargo M. 2009 Evaluación de la calidad espermática de reproductores cultivados de pez blanco de Pátzcuaro (*Menidia estor*) para optimizar el proceso de fertilización. Tesis Maestría. Programa institucional de Maestría en Ciencia Biológica IIAF-Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México. 71p.
- Rosas MM. 1970. *Pescado Blanco (Chirostoma estor), su fomento y su cultivo en México*. Secretaria de Industria y Comercio. Serie de divulgación Instructivo 3. México. 88p.

- Rojas-Carrillo PM, G León M. 2004. Composición de especies, biomasa y abundancia relativa de la captura comercial pesquera del Lago de Zirahuén, Mich. *Resúmenes IX Congreso Nacional de Ictiología*. Villahermosa, Tabasco, 13 a 15 de septiembre de 2004.
- Rojas-Carrillo PM, LF Sasso-Yada. 2005. El pescado blanco. *Revista Digital Universitaria* 6(8): 18p.
- Sánchez-Estudillo L. 2011. Alimento nutritivo, colorido y en movimiento: Los cultivos de apoyo en Acuicultura. *Ciencia y Mar* xv (43): 55-60.
- SEPESCA. 1994. *Cultivo de Pez Blanco*. Secretaría de Pesca. Colección Nacional de Manuales de Capacitación Pesquera. México. 23p.
- Shepherd J, N Bromage. 1999. *Piscicultura intensiva*. Acribia. Zaragoza, España. 405p.
- Torrentera Blanco L, AGJ Tacon. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura una diagnosis. Gcp/rla/075/ita. Documento de campo 12. Departamento de Pesca. Programa cooperativo gubernamental FAO-Italia. En: <http://www.fao.org/docrep/field/003/ab473s/Ab473s00.htm#TOC>
- Toscano Soto R. 2016. Desempeño reproductivo del pez blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma estor*, Jordan 1880) bajo distintos fotoperiodos. Tesis Posgrado. Programa de Maestría en Producción Agropecuaria con Opción terminal en el Área Acuícola. IIAF- Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México. 47p.
- Watanabe T, C Kitajima, S Fujita, 1983. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: a review. *Aquaculture*, 34:115-145.

Acerca de los autores

Margarita Hernández-Martínez

Investigadora Titular en el INAPESCA, Jefa del Laboratorio de Acuacultura del Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro.

Juan Antonio Tello-Ballinas

Investigador en el INAPESCA, adscrito al Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro.

Sergio Sabanero-Meza

Técnico en Investigación en el INAPESCA, adscrito al Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro.

José Cristóbal Román-Reyes

Profesor-Investigador de la Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa.

Francisco Javier de La Cruz-González

Investigador Titular en el INAPESCA, adscrito al Centro Regional de Investigación Pesquera en Bahía de Banderas.

María del Carmen Monroy-Dosta

Profesor-Investigador de la Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco. Depto. El Hombre y su Ambiente.

Gerardo León-Ceras

Técnico en Investigación en el INAPESCA, adscrito al Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro.

Concepción Luna-Raya

Investigadora en el INAPESCA, adscrita al Centro Regional de Investigación Pesquera en Bahía de Banderas.

Gustavo Alejandro Rodríguez-Montes de Oca

Profesor-Investigador de la Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa.

*Manual para la producción
de crías de pescado blanco*
se terminó de imprimir en diciembre de 2018
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



Manual para la producción de crías de pescado blanco es el resultado del esfuerzo conjunto, la dedicación y la experiencia adquirida por más de 20 años de investigación del personal del Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro, del Instituto Nacional de Pesca y Acuacultura. En este libro los autores describen los aspectos biológicos del pescado blanco para comprender de manera más práctica el manejo de la especie en cautiverio. El texto tiene como finalidad proveer información al nuevo productor para delimitar su infraestructura, mantener a los organismos en las mejores condiciones para su buen desarrollo y, principalmente, saberes prácticos sobre la reproducción y el mantenimiento de huevos, larvas y juveniles. Se ofrecen también consejos para superar cada etapa del crecimiento, así como la creación y el mantenimiento de los cultivos de apoyo necesarios para generar el alimento indispensable para cada etapa de vida del organismo.

Por último, se menciona el aspecto económico de la producción de crías de pescado blanco, con la finalidad de orientar al acuicultor sobre los costos de producción que se deben identificar para la viabilidad económica del cultivo.