Larvicultura de peces comerciales en sistemas de recirculación*

Carlos Arturo David Ruales**,
Germán David Castañeda Álvarez***

Resumen

El éxito del cultivo de peces y en general de la producción acuícola depende esencialmente de la comprensión del acuicultor de los sistemas de producción empleados y de las etapas de desarrollo de cada especie. De esta manera se puede afirmar que la fase de larvicultura es la etapa crucial en un sistema de producción de alevinos y, evidentemente, a medida que se avanza en su comprensión se desarrollan a la par tecnologías que son más sofisticadas y deben ser bien comprendidas antes de iniciarse en el cultivo. En este sentido, la evolución de los sistemas productivos en acuicultura, tienden a intensificar la producción y ser, al mismo tiempo, amigables con el medio ambiente, de ahí que, los sistemas de recirculación en acuicultura proporcionan un medio de cultivo constante y monitoreable, con pocas y pequeñas variaciones. Los sistemas funcionan para controlar los distintos parámetros de calidad del agua, como la temperatura, el oxígeno, el nitrógeno y los patógenos; lo que contribuye con una producción más intensiva, fiable, limpia y al mismo tiempo con mayores beneficios económicos. Se pretende con esta revisión abordar las principales características que afectan la larvicultura en peces y como los sistemas de recirculación ofrecen una excelente alternativa en la producción de alevinos.

* Investigación realizada como parte integral del desarrollo del convenio 0842 IDEA – CORPORACIÓN UNIVERSITARIA LASALLISTA. Proyecto: Incorporación de la especie ictica Pimelodus blochii - (nicuro) a la cadena piscícola antioqueña mediante la producción de alevinos por medio de reproducción inducida y su manejo en larvicultura.

** Biólogo, magíster en Acuicultura de Aguas Continentales.
Docente Corporación Universitaria Lasallista.
Grupo de investigación en producción, desarrollo y transformación agropecuaria. Correspondencia: cadavid@lasallista.edu.co

*** Zootecnista, magíster en Acuicultura de Aguas Continentales. Investigador Asociado al convenio 0842

Larviculture of commercial fish in recirculation systems

Abstract

Success in fish farming, and in general for aquaculture production, depends essentially on the farmer's comprehension of the production systems used and the development stages of each species. It can be said that the larviculture stage is the most important one in a fry production system and, evidently, every advance that can be made in order to understand it is developed simultaneously with technologies that become more and more sophisticated, and must be well understood before starting the farming activities. The evolution of productive systems in aquaculture tends to make production more intensive and be, at the same time, environmentally friendly. Recirculation systems in aquaculture provide a constant culture medium that can be monitored, with few variations. The systems are established to control the different parameters of water quality, such as temperature, oxygen, nitrogen and pathogens. They contribute to a more intensive, reliable, clean and more profitable production. This revision aims to look at the most important characteristics that affect larviculture in fish and to see how recirculation systems offer an excellent alternative in fry production.

Introducción

Los factores ambientales inciden de tal manera que determinan la viabilidad de la producción de la especie escogida debido a que influyen en gran parte su crecimiento y sobrevivencia[1]. Algunas técnicas y tecnologías desarrolladas en acuicultura permiten controlar y alterar el medioambiente a favor de los animales del cultivo, aún en la etapa larva, la cual es la fase de vida más crítica de los peces[2-4], además de impedir que las indefensas larvas sean depredadas por peces mayores, insectos y crustáceos como copépodos calanoides, entre otros[5]; también se destaca que el desarrollo tecnológico para las fases de cría es esencial para la conservación de las especies en peligro de extinción[6].

Taiwán, desde el comienzo de este decenio es uno de los países que más variedad de peces ofrece al mercado mundial, con más de 90 especies, y gran parte de su éxito radica en la larvicultura. Los mayores problemas que afrontan en esta fase son el canibalismo, el control de la calidad del agua y las enfermedades, que causan mortalidad en masa. Sin embargo, el canibalismo puede ser controlado mediante selección por tamaño y la utilización de protocolos de alimentación adecuados para cada especie. Para el control de las enfermedades y la calidad del agua se utilizan sistemas de larvicultura dentro de laboratorios o *"indoor"*, empleando sistemas de recirculación con ozono. Estas técnicas en la larvicultura

les ha permitido desarrollar paquetes tecnológicos para peces extremadamente difíciles de producir como los meros[7].

En Japón, el crecimiento demográfico y la poca disponibilidad de los recursos ambientales han sido aspectos que incentivan la creatividad y la imaginación humana para desenvolverse en los ambientes más extremos. Aún así con estas limitantes, es el país con mayor tecnología en el mundo en la fase de larvicultura, la cual es utilizada para devolver parcialmente al ambiente lo que se le ha depredado. Sus sistemas de producción día a día se automatizan, utilizando sistemas cerrados de recirculación autolimpiables con autoalimentadores para la producción de rotíferos y *Artemia*, los cuales, a su vez, son servidos automáticamente a las larvas de peces marinos, mantenidos también en sistemas cerrados o semi-cerrados de recirculación. En 1997 fueron producidos 97 millones de juveniles de 36 especies, de las cuales, 71 millones de 30 especies fueron utilizadas para repoblamiento [8].

Según varios autores, en Europa, en el cultivo del pez marino comercial *Dicentrarchus labrax* la mayor dificultad del proceso productivo se presentó en la fase larval. Debido a esto, se realizaron múltiples experimentos que alteraron las características ambientales y utilizaron sistemas cerrados de recirculación, los cuales posibilitaron determinar el ambiente adecuado para su larvicultura[9,10]. En el Reino Unido, en 1990, los resultados preliminares exitosos sobre la cría en cautiverio del hipogloso *(Hippoglossus hippoglossus)* con financiamiento del Gobierno, dio paso a un programa financiado por el sector público y privado, para determinar y resolver los puntos críticos de su cría intensiva, para convertir la acuicultura marina en un renglón altamente productivo. Estos esfuerzos determinaron que había una necesidad urgente en innovar sistemas de larvicultura y no replicarlos de los países que en esa época ya los producían, como los utilizados en Noruega, lo que les obligó a desarrollar sus propias técnicas y tecnologías, y llegaron a la conclusión de la viabilidad técnica y económica al utilizar sistemas cerrados de recirculación compuestos por tanques cilíndricos entre 450 y 2000 L con control de temperatura y en ausencia de luz, con un diámetro del tubo de abastecimiento de agua entre 15-25 mm y un caudal entre 1 y 2 L/min. Adicionalmente, fue determinado el tiempo adecuado de larvicultura, que permitió obtener una sobrevivencia superior al 50% durante la etapa larval vitelina[11].

En Brasil, con *Piaractus mesopotamicus*, al determinar la viabilidad técnica en la fase de larvicultura en laboratorio a escala comercial, se encontró una correlación directa entre los días de larvicultura dentro del laboratorio y la sobrevivencia larval, y se obtuvieron 45,4% y 54% de sobrevivencia a los 45 días post-eclosión (DPE), luego de mantenerlos dentro del laboratorio hasta los 6 y 9 DPE respectivamente, en comparación con los que fueron trasladados directamente a estanques fertilizados (11%), lo que permitió concluir que la larvicultura de esta especie dentro de laboratorio con condiciones controladas es técnicamente viable[12].

En otro trabajo similar se determinó para la misma especie y días de larvicultura intensiva en laboratorio, que la renta bruta se incrementó debido al aumento en la tasa de sobrevivencia y se obtuvo un incremento en los beneficios desde U$ 0,27 (traslado directo a estanques) hasta U$ 13,16 (9 DPE en laboratorio) por cada 1000 larvas[13].

La carpa mayor de la India *(Catla catla)* y el rohu *(Labeo rohita)* son las dos principales especies comerciales en la India. Al tecnificar la fase de larvicultura con sistemas de recirculación, lograron aumentar la densidad a 8333 larvas/m^3, lo cual es 8,3 veces más de lo obtenido en estanques (1000/m^3), lo que determina que la larvicultura en sistemas cerrados de recirculación para estas dos especies es rentable, debido al gran número de larvas que se pueden contener y la gran diferencia en sobrevivencia, comparadas con los sistemas tradicionales[14].

En silúridos como el bagre africano *(Clarias gariepinus)*, el jundiá *(Rhamdia quelem)* y el bagre de canal *(Ictalurus punctatus)* estos sistemas han permitido determinar la temperatura óptima y su efecto sobre las primeras etapas de vida, el fotoperíodo, la dureza y la alcalinidad del agua sobre su desarrollo, además de utilizar alimento vivo y desarrollar protocolos de alimentación al inicio de su alimentación exógena, adicional a las ventajas productivas anteriormente mencionadas[15-18].

Factores bióticos y abióticos que influyen en el éxito de la larvicultura

Temperatura

La temperatura es la variable abiótica más importante que afecta el crecimiento de larvas y juveniles ya que altera el tiempo de diferenciación de órganos y tejidos, inclusive, desde la fase de incubación[19]. Al incubar huevos fertilizados de *Piaractus mesopotamicus* a 25, 27 y 29°C y mantener las larvas de todos los tratamientos a igual temperatura, se demostró a los 25 días post-eclosión que los procesos hipertróficos e hiperplásicos del tejido muscular ocurrieron del forma más intensa cuando los huevos fueron incubados a 29°C, y produjeron peces de mayor tamaño al final del experimento[20]. Asimismo, se demostró que larvas de *Clarias gariepinus* mantenidas a 25, 28 y 31°C producen tasas de crecimiento de 99, 237 y 484%, respectivamente, con aumento en la eficiencia de retención de aminoácidos y materia seca. Altas temperaturas incrementan las tasas de absorción y agotamiento de los aminoácidos y aumentan la tasa de retención de nutrientes de la yema, pero no influyen sobre la absorción de un aminoácido en particular, y causan variaciones no significativas en el perfil de aminoácidos[21]; por el contrario, un incremento por encima del rango de confort térmico podría ocasionar la proliferación de bacterias y hongos. Para la mayoría de los silúridos se determinó que se requiere una temperatura entre 26 y 30°C para la cría de larvas y juveniles[22].

Al estudiar la ontogenia de larvas de *Dicentrarchus labrax* mantenidas a 13, 15 y 20°C desde la incubación, se determinó una aceleración en el crecimiento de las

larvas mantenidas a 20°C, que produce larvas más cortas con flexión del notocordio, desarrollo de las aletas al inicio de la alimentación exógena y un aumento en el crecimiento en el resto de su etapa larval[23]. En larvas de tilapia nilótica *(Oreochromis niloticus)* cuando se mantuvieron en sistemas cerrados de recirculación en un rango de temperatura entre 24 y 32°C por 50 días, registraron mayor tasa de crecimiento específico, mayor eficiencia en conversión alimenticia y sobrevivencia similar a 28°C en comparación con 24°C y 32°C, respectivamente [24].

Densidad

El aumento en la densidad de contención de los peces en el medio en que crecen afecta el comportamiento, altera el apetito, genera agresiva competencia por la comida y espacio, aumenta el canibalismo y facilita la transmisión de enfermedades[25,26]; por lo anterior, se requiere ofrecer un ambiente favorable y estable para la especie seleccionada. En la mayoría de las especies de peces se ha encontrado una relación inversa entre la densidad y la tasa de crecimiento, debido a la disminución en la conversión alimenticia producida por un comportamiento jerárquico de dominancia[27]. Al optimizar las técnicas de producción de peces se han determinado parámetros que los afectan como la calidad del agua, la forma y el volumen de los tanques de cría, la especie cultivada, la etapa fisiológica y el nivel nutricional. Sin embargo, el genotipo, la etología y el comportamiento social del pez pueden ser considerados como los factores más importantes debido a que son los factores internos que influencian la interacción tasa de crecimiento-densidad. Por esta razón hay especies que tienen un aumento en la tasa de crecimiento cuando se producen en sistemas de policultivo intensivo, como la carpa *(Cyprinus carpio)* y la tilapia azul *(Oreochromis aureus),* mientras que existen otras que por el contrario con un ligero aumento en la capacidad de carga disminuyen drásticamente su crecimiento, inclusive, hasta afectar su sobrevivencia[28]. En larvas de bagre rayado (*P. fasciatum)*, a los 12 días post eclosión se determinó un efecto negativo del aumento de la densidad (10-30-100 larvas/L) sobre el crecimiento, pero no sobre la sobrevivencia[29]. Resultados similares fueron obtenidos en larvas del bagre africano *(Clarias gariepinus),* cuando se contuvieron a densidades entre 25 y 250 larvas/L[30]. Sin embargo, al contener larvas de pintado *(P. corruscans)* desde 5 hasta 95 larvas/L en un sistema cerrado sin recirculación se determinó un efecto negativo del aumento de densidad sobre la sobrevivencia; se obtuvo mejor resultado cuando se utilizaron 15 larvas/L y no se encontró ninguna relación entre la tasa de crecimiento y la densidad[31]. Contradictoramente, en larvas del silúrido *Heterobranchus longifilis* contenidas entre 5 y 50 larvas/L se observó un efecto negativo sobre la ganancia de peso y su desviación estándar, y un efecto positivo sobre la sobrevivencia, y las menores tasas de sobrevivencia se presentaron en las densidades más bajas[32].

Fotoperíodo

Los ritmos biológicos en la naturaleza son frecuentemente relacionados con los períodos de luminosidad en muchos animales, incluidos los peces. Estos ciclos gobiernan el ritmo de alimentación y reproducción, el cual es específico para cada especie, y se clasifican como diurno, nocturno o diurno-nocturno[33]. El fotoperíodo afecta drásticamente el desarrollo y sobrevivencia de las larvas. Larvas de silúridos como las de *C. gariepinus* crecen más rápido en oscuridad continua al compararlas con las mantenidas en luz continua, independiente del alimento utilizado; posiblemente por el comportamiento innato y el estrés causado por la luz continua, exhiben fototaxia negativa y porque pueden alimentarse en completa oscuridad. Estos peces bajo condiciones de largos períodos de luz aumentan su actividad de nado, son más agresivos, producen más lactato, ácidos grasos libres y cortisol, comparados con los mantenidos en cortos períodos de luz; en grandes intervalos de iluminación las larvas dedican más tiempo en la búsqueda de refugios y en su comportamiento territorial[34,35]. Asimismo, el canibalismo puede ocurrir en función de la turbidez y la intensidad lumínica[36]. Para la larvicultura de *P. corruscans,* se registró hasta el día 5 post-eclosión una correlación inversa de la sobrevivencia con la luminosidad, mientras que desde esta edad hasta el día 10 post-eclosión no hubo diferencia estadística cuando fueron expuestas a fotoperíodos 0:24 y 14:10 (luz:oscuridad)[37]. De forma similar, las larvas del bagre europeo *(Silurus glanis)* mantenidas en completa oscuridad disminuyeron el canibalismo en 10% comparadas con larvas mantenidas en fotoperiodo 13:11 (luz:oscuridad)[38]. Por el contrario, para larvas de sand bass *(Paralabrax maculatofasciatus),* el aumento en intensidad lumínica aumentó el consumo de rotíferos desde 0.4±0.7 rotíferos/larva con completa oscuridad, hasta 2.4±0.1 rotíferos/larva cuando se mantuvieron en una intensidad lumínica de 700 lx[39].

Dureza y alcalinidad

La dureza del agua está determinada por el contenido de sales de calcio y de magnesio, estrechamente ligados con iones carbonato (CO_3^{-2}) y bicarbonato (HCO_3^-) (dureza temporal) y con iones sulfato, cloruro y otros aniones de acidez mineral (dureza permanente); diferente a la dureza, la alcalinidad del agua es una medida de su capacidad para neutralizar ácidos. La alcalinidad de aguas naturales se debe a sales de ciertos ácidos débiles y bases fuertes o también débiles. Los bicarbonatos (HCO_3^-) representan la mayor parte de la alcalinidad, ya que éstos son formados en considerables cantidades por la acción del dióxido de carbono (CO_2) con materiales básicos presentes en el suelo[40].

La regulación iónica del desarrollo embrionario y larval depende sucesivamente de la membrana plasmática, blastodermo y células de cloro en la superficie de la piel. En juveniles y adultos dependen de las células de cloro activadas en las

branquias, además del intestino y el riñón, los cuales aumentan progresivamente su funcionalidad[41].

La adecuación de los parámetros del agua generalmente reduce la incidencia de enfermedades. La alcalinidad puede disminuir la mortalidad en especies sensibles a la acidez, porque reduce la pérdida de iones a través de las branquias, lo que permite recobrar los niveles iónicos en plasma, además de mejorar el transporte celular durante la embriogénesis y aumentar la tasa de eclosión[42]. Al evaluar la interacción entre la densidad y la alcalinidad del agua en juveniles de *Rhamdia quelen*, se determinó un incremento en la sobrevivencia y el desarrollo cuando fueron mantenidas en una densidad de 11,2 peces/L y alcalinidad de 80 mg $CaCO_3$/L. También en la misma especie, se recomienda mantener a las larvas en agua con una dureza de 70 mg $CaCO_3$/L. con 20,26 mg. L^{-1} Ca^{2+} y 2,89 mg. L^{-1} Mg^{2+} [43].

Salinidad

Son múltiples los efectos de la salinidad sobre los huevos y larvas de peces, como la concentración osmótica, la incidencia y concentración de algunos iones, la saturación de oxígeno, la gravedad específica, el efecto sobre algunos virus, bacterias, hongos y parásitos de agua dulce, que favorecen la incubación y larvicultura[44, 45]. Larvas de *Pseudoplatystoma corruscans* y *Prochilodus costatus* mantenidas en un rango entre 0-4‰ murieron en su totalidad en agua con cero salinidad, y obtuvieron el mejor crecimiento y sobrevivencia con agua levemente salada (2‰)[46]. En juveniles de *Tilapia rendalii*, mantenidos en un rango entre 0-15‰ de salinidad encontraron mayor crecimiento y eficiencia de conversión alimenticia cuando fueron criadas en 10‰, y la sobrevivencia fue inversa al aumento de salinidad, sin diferencia estadística entre las mantenidas en 0‰ y 5‰[47].

Velocidad del agua

Actualmente existe evidencia considerable de que la tasa de crecimiento de diversas especies de peces mantenidas en el flujo del agua es superior a la de mantenidas en agua estática[48-50]. La adecuada turbulencia del ambiente de contención permite el ejercicio y nado sustentado en los peces, promoviendo el crecimiento y aumentando la conversión alimenticia, inclusive en la etapa larval[51]. Cuando la densidad de contención es ajustada y optimizada, el comportamiento agresivo puede ser modificado o reducido cuando los peces son expuestos a corrientes moderadas de agua. En estas condiciones, parte de la energía utilizada para la defensa del territorio se canaliza para el crecimiento, aumentando el crecimiento y la sobrevivencia[52]. La corriente de agua estimula a los peces a nadar activamente en forma de cardúmenes (locomoción sincronizada) y con esto prácticamente desaparece la territorialidad, mejora el ambiente social, se permite un consumo más homogéneo del alimento, lo cual se puede reflejar en la homogeneidad del

lote[53]. Adicionalmente, el espectro de frecuencias captadas por los neuromastos de la línea lateral aumenta con el flujo del agua[54], lo que podría permitir una defensa más efectiva y disminuir el canibalismo intracohorte. Para los peces que migran corriente arriba en los ríos, recientemente se han introducido técnicas como la determinación de la velocidad crítica de nado debido a su correlación positiva con la tasa metabólica y el crecimiento[55]. Similar a lo anterior, al ejercitar juveniles de *Brycon cephalus* en tres densidades de contención (88, 176 y 353 peces/m^3) a una velocidad de 1 longitud corporal/s, se determinó que el grupo de peces mantenidos en ejercicio sostenido y densidad intermedia (176 peces/m^3) registró un incremento en el crecimiento de 34%, mayor homogeneidad de peso, mejor factor de condición, mayor eficiencia en conversión alimenticia y sobrevivencia[56].

Forma del contenedor

La forma del contenedor donde crecen los peces afecta algunos patrones de desarrollo que pueden alterar su morfología y disminuir o aumentar la producción, además de afectar los costos de mantenimiento; por lo tanto, se requiere diseñar un ambiente en donde exista una completa armonía entre el comportamiento social y los requerimientos fisiológicos de la especie. En tanques con ángulos, se presentan puntos muertos en donde se altera la velocidad del agua; adicionalmente facilita la acumulación de desechos y de los mismo peces, generando una producción secundaria de amonio, incrementando la demanda de oxígeno, la producción de sólidos suspendidos y la predisposición a enfermedades bacterianas en branquias y otras infecciones. En otros sistemas como en los tanques de flujo linear (raceways) se requiere de un gran caudal para arrastrar los desperdicios. Por su parte, los tanques circulares tienen la ventaja de ser autolimpiables, proveen una columna de agua más homogénea y requieren menos agua en comparación con los de flujo linear, pero su construcción es más costosa. Actualmente se diseñan contenedores que posean las ventajas de estos dos sistemas, en función de su hidrodinámica[57, 58]. Con larvas de piracanjuba *(Brycon orbignyanus),* a diferentes densidades, dietas y formas del contenedor, se determinó que las diferentes densidades y dietas no influyeron en la sobrevivencia, media de peso, longitud y altura dorso-ventral, sin embargo, la longitud y peso de las larvas fueron significativamente mayores en los tanques cuadrados en comparación con los rectangulares[59].

Nutrición

Para muchas especies de peces en la etapa larval el alimento vivo continúa produciendo los mejores resultados en términos de crecimiento y supervivencia en comparación con las dietas formuladas[60-65]. Se han propuesto varias hipótesis para explicar este comportamiento, como la composición nutricional, estructura y

digestibilidad de la proteína[66], enzimas, estímulos químicos y visuales de los organismos utilizados como alimento vivo [67,68]. Entre las ventajas que tiene el zooplancton sobre las raciones formuladas se encuentran: movimiento y coloración vistosa lo que incrementa el instinto de captura, partículas pequeñas, textura suave, fácil digestión, gran valor nutricional (proteína bruta 52-64%, lípidos 5-26%, minerales 6-8%, carbohidratos 10-30% y energía bruta 4800-5445 Kcal/Kg materia seca)[69, 70]. La composición nutricional puede ser alterada mediante la utilización de técnicas de enriquecimiento de los organismos utilizados como alimento vivo para corregir y/o mejorar su valor nutricional, y aumentar la producción de organismos; se utiliza en rotíferos, *Artemia sp.* y microalgas[71]. Otro aspecto positivo del alimento vivo es el menor efecto sobre la calidad del agua, que permanece más tiempo sin descomponerse[72].

Como las macromoléculas de proteína son fraccionadas en péptidos y aminoácidos en el intestino, y también los dipéptidos y tripéptidos desintegrados en aminoácidos, es importante que exista un balance entre estas tres fracciones para optimizar la utilización de la proteína. Se ha sugerido que como el nitrógeno de rotíferos y *Artemia* se encuentra disponible en formas y proporciones idénticas al intestino de la larva, los alimentos artificiales para larvas deben tener una solubilidad y peso molecular similar al encontrado en el alimento vivo[73].

Se ha determinado que para la mayoría de silúridos en su etapa larval, se requiere de 50% de proteína bruta y entre 10 y 15% de lípidos. Se recomienda alimentar larvas de *Clarias gariepinus* exclusivamente con nauplios de *Artemia*, debido a que sus aportes nutricionales se encuentran en las proporciones requeridas para proteína y lípidos (48-58% y 10-16%, respectivamente)[74]. Mientras que la alimentación representa el mayor costo de producción en la acuicultura, en larvicultura es menos importante, debido a las pequeñas cantidades requeridas de alimento en contraposición a la alta tasa de crecimiento y a la gran necesidad de producir un volumen de alevinos requeridos para su engorde[75].

En general, los principales problemas en el desarrollo de dietas artificiales han sido la pobre ingestión, digestión, absorción, provisión de los nutrientes en forma asimilable, la inclusión de niveles inadecuados de ciertos nutrientes esenciales que aún se desconocen[76], el efecto de los factores antinutricionales aportados por los insumos utilizados para la formulación de raciones[77], el tamaño de la partícula de alimento, la textura y palatabilidad de la ración ofrecida, el método de administración del alimento, el comportamiento de la larva frente a un alimento inerte[78] y el acentuado canibalismo por parte de larvas de peces carnívoros por la inhabilidad para aceptar de inmediato las raciones artificiales, lo que obliga a la utilización del alimento natural[79].

La introducción de una dieta artificial ha sido más efectiva cuando es ofrecida junto con alimento vivo. Esta estrategia es conocida como co-alimentación; se ha

sugerido que la *Artemia* influye en la ingestión, digestión y asimilación de la dieta microencapsulada de dos maneras: a través de un estímulo químico, cuando los aminoácidos libres son liberados del organismo vivo, activa los receptores químicos de la larva, estimula el apetito y orienta la larva hacia la presa; y la segunda, a través de la influencia directa de la composición bioquímica de la *Artemia* en la digestión y asimilación de los nutrientes procesados por la larva[80]. Al alimentar larvas de *Clarias gariepinus* con raciones secas y con *Artemia*, se registró la mayor producción en términos de biomasa al combinar estas dos fuentes alimenticias[81]. De forma similar, determinaron el efecto de la suplementación con *Artemia franciscana* en el desarrollo de larvas de *Rhamdia quelen* utilizando nauplios por 3 y 7 días y cistos por 3 y 7 días (cinco tratamientos con el control), y como base, una dieta seca con 41% de proteína bruta y 4293Kcal./Kg. Se concluyó que los mejores resultados en cuanto a longitud y peso fueron obtenidos suplementando con nauplios, aunque se obtuvo un porcentaje de sobrevivencia ligeramente menor que los suplementados con cistos. Este hecho está relacionado con el comportamiento predador de las larvas alimentadas con alimento vivo[82].

Uso de sistemas cerrados de recirculación en acuicultura

Como la mayoría de sistemas de producción de materias primas, alimentos y animales, la acuicultura enfrenta los cambios producidos por el aumento incontrolable de la masa humana, y compite por agua, tierra e insumos para el mantenimiento de la producción. Actualmente los sistemas que permiten el uso eficiente del agua en las explotaciones acuícolas para la producción de crustáceos[83], moluscos[84], peces marinos[85], y dulceacuícolas[86-88] comerciales y ornamentales[89] están siendo diseñados y puestos a prueba, con excelentes resultados. La utilización de sistemas de recirculación para la acuicultura se ha expandido debido a que los beneficios asociados con estos sistemas permiten explorar su potencial, no solo para especies de alto valor económico, sino también para especies comerciales, como por ejemplo, la tilapia *(Oreochromis sp.)* (Shnel et al, 2002)[90]. Estos sistemas permiten aumentar la eficiencia de la producción a escala comercial, debido al control que se tiene sobre los parámetros ambientales, lo que posibilita alterar permanentemente muchas de las características físicas, químicas y microbiológicas del agua a favor de los organismos de cultivo, lo que brinda la posibilidad de ofrecer un ambiente adecuado[91], reducir los costos de producción debido al aumento de la producción por área o volumen, el aumento de la sobrevivencia, el descarte de la fuga de animales del cultivo, la disminución de la mano de obra[92, 93] y el uso eficiente de la energía para el control de la temperatura[94]. Otras ventajas favorables para el ambiente son la disminución del consumo de agua debido a que su reutilización hace posible reducir los requerimientos de agua entre 250 y 1000 L para producir 1 Kg. de pescado, en comparación con los estanques en tierra[95]. Asimismo, el bajo volumen de descarga de agua reutilizada, la cual se puede

tratar en el mismo sistema para devolverla a las fuentes de agua naturales, genera un aumento altamente significativo en la eficiencia de su uso y en la disminución de la contaminación de las fuentes hídricas, llegando al punto de no ser necesario descargar efluentes durante todo el proceso productivo[96], utilizar los desperdicios producidos dentro del sistema cerrado de recirculación por medio de un sistema heterotrófico para producir biofloc, y utilizarlo para alimentar tilapias *(Oreochromis sp.)*[97] e inclusive, integrar la producción acuícola con la producción vegetal, como los sistemas acuapónicos[98]. Estas características permiten requerir menos área y la posibilidad de producir grandes volúmenes de biomasa en sitios donde no hay posibilidad de abastecimiento de un gran volumen del líquido vital (como es el caso de Israel), inclusive, producir peces marinos lejos del océano[99]. Por estas características son ideales para zonas en donde el costo de la tierra es elevado y hay escasez de agua. Por ejemplo, en Nigeria, la gran cantidad de agua y el gran espacio requerido para las explotaciones comerciales en estanques ha limitado la expansión del cultivo del bagre africano (*Clarias gariepinus*). Por estas razones, estos sistemas han aumentado su popularidad en países como Alemania, Noruega y Estados Unidos[100].

Debido a todos los antecedentes anteriormente registrados, la etapa de larvicultura en sistemas de recirculación para especies nativas tropicales es una tecnología apropiada para el país, porque protege la fauna nativa del ingresos de peces introducidos al país como tilapias y *Pangasius*, entre otros, los cuales destruyen la fauna nativa, que constituye uno de los mayores potenciales que tenemos para la diversificación de la piscicultura y el ahorro y la preservación de las fuentes hídricas naturales.

Bibliografía

1. OLIVAR, M.P., AMBROSIO, P.P., CATALÁN, I.A. 2000. A closed water recirculation system for ecological studies in marine fish larvae: growth and survival of sea bass larvae fed with live prey. Aquat. Living Resour. 13 (1):29–35.
2. GAWLICKA, A., PARENT, B., HORN, M.H., ROSS, N., OPSTAD, I., TORRISSEN, O.J., 2000. Activity of digestive enzymes in yolk-sac larvae of Atlantic halibut *(Hippoglossus hippoglossus)* :indication of readiness for first feeding. Aquaculture 184, 303–314.
3. CASTRO, T., DE LARA, A., CASTRO, M. G., CASTRO, M. J., MALPICA, S., 2003. Alimento vivo en la acuicultura Contactos 48, 27-33.
4. SARKAR, U.K., LAKRA, W.S., DEEPAK, P.K., NEGI, R.S., PAUL, S.K., SRIVASTAVA, A. 2006. Performance of different types of diets on experimental larval rearing of endangered *Chitala chitala* (Hamilton) in recirculatory system. Aquaculture 261:141–150.
5. FREGADOLLI, C.H. 2003. Laboratory analysis of predation by cyclopoid copepods on first-feeding larvae of cultured Brazilian fishes. Aquaculture, 228:123–140.

6. SARKAR, U.K. et al. Op. Cit. p. 141.
7. LIAO, I.CH., SU, H.M., CHANG, E.Y. 2001. Techniques in finfish larviculture in Taiwan. Aquaculture, 200:1–31.
8. FUSHIMI, H. 2001. Production of juvenile marine finfish for stock enhancement in Japan. Aquaculture, 200:33–53.
9. OLIVAR, M. et al. Op. Cit. p. 30.
10. Johnson D.W., Katavic Y. 1986. Survival and growth of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae as influenced by temperature, salinity and delayed initial feeding, Aquaculture 52:11–19.
11. Shields, R., Gara, B., Gilliespie, M.J.S., 1999. A UK perspective on intensive hatchery rearing methods for Atlantic halibut *(Hippoglossus hippoglossus L.)*. Aquaculture 176:15–25.
12. Jomori, R.A.K., Carneiro, D.J., Malheiros, E.B., Portella, M.C. 2003. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887) juveniles reared in ponds or at different initial larviculture periods indoors. Aquaculture 221:277–287.
13. Jomori, R.A.K., Carneiro, D.J., Martins, M.I.E.G., Portella, M.C. 2005. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems. Aquaculture 243:175– 183.
14. Sharma, J., Chakrabarti, R. 2003. Role of Stocking Density on Growth and Survival of Catla, *Catla catla,* and Rohu, *Labeo rohita*, Larvae and Water Quality in a Recirculating System. Journal of Applied Aquaculture, 14(1/2):171-178.
15. Haylor, G.S., Mollah., M. F. A. 1995. Controlled hatchery production of African catfish, *Clarias gariepinus*: the influence of temperature on early development. Aquat. Living Resour. 8:431-438.
16. Behr, E.R., Tronco, A.P., Neto, J.R. 2000. Ação do tempo e da forma de suplementação alimentar Com *Artemia franciscana* sobre a sobrevivência e o crescimento de larvas de jundiá. Ciência Rural, Santa Maria, 30(3): 503-507.
17. Hossain, M.A.R., Haylor, G.S., Beveridge, M.C.M. 2001. Effect of feeding time and frequency on the growth and feed utilization of African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) fingerlings. Aquaculture Research, 32: 999-1004.
18. Weirich, C.R., Reigh, R.C., Glen, D.W. 2000. Evaluation of Decapsulated Artemia Cysts in Hatchery Diets for Channel Catfish *Ictalurus punctatus* Fry and Effects on Subsequent Fingerling Production. Journal of The World Aquaculture Society, 31 (4): 609-617.
19. Conceição, L.E.C., Ozorio, R.O.A., Suurd, E.A., Verreth, J.A.J. 1.998. Amino acid profiles and amino acid utilization in larval African catfish *(Clarias gariepinus):* effects of ontogeny and temperature. Fish Physiology and Biochemistry 19: 43–57.
20. Assis, J.M.F. 2002. Influência da temperatura de incubacão sobre a morfologia e o crescimento do tecido muscular no pacu *(Piaractus mesopotamicus).* Dilsertação (mestrado) - Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biología. Brasil. 76 p.
21. Conceição, et al. Op. Cit. p. 44.

22. Hecht, T., 1996. An alternative life history approach to the nutrition and feeding of Siluroidei larvae and early juveniles. Aquat. Living Resour. 9, 121-133.

23. Koumoundouros, G., Divanach, P., Anezaki, L., Kentouri, M. 2001. Temperature-induced ontogenic plasticity in sea bass *(Dicentrarchus labrax).* Marine biology, 139:817-830.

24. El-Sayed A.-F.M., Kawanna, M. 2008. Optimum water temperature boosts the growth performance of Nile tilapia *(Oreochromis niloticus)* fry reared in a recycling system. Aquaculture Research, 39:670-672.

25. Papoutsoglou, S.E., Tziha, G., Vrettos, X., Athanasiou, A. 1998. Effects of stocking density on behavior and growth rate of European sea bass *(Dicentrarchus labrax)* juveniles reared in a closed circulated system. Aquacultural Engineering, 18:135-144.

26. Hitzfelder, G.M., Holt, .G.J, Fox, J.M., McKee, D.A. 2006. The efffect of rearing density on growth and survival of cobia *Rachycentron canadum*, larvae in a closed recirculating aquaculture system. Journal of the World Aquaculture Society, 37, 204-209.

27. Papoutsoglou et al. Op. Cit. p. 136.

28. Papoutsoglou, S.E., Petropoulos, G., Barbieri, R., 1992. Polyculture rearing of *Cyprinus carpio* (L.) and *Oreochromis aureus* (St.) using a closed circulated system. Aquaculture, 103: 311–320.

29. Nuñez, J., Dugué, R., Arana, N. C., Duponchelle, F., Renno, J. F., Raynaund, T., Hubert, N., Legendre, M., 2008. Induced breeding and larval rearing of Surubí, *Pseudoplatystoma fasciatum* (Linnaeus, 1766), from the Bolivian Amazon. Aquaculture Research 39:764-776.

30. Haylor, G.S. 1992. Controlled hatchery production of *Clarias gariepinus* (Burchell): growth and survival of larvae al high stocking density. Aquaculture and fisheries management, 23: 303-314.

31. Campagnolo, R., Nuñer, A.P.O. 2008. Survival and growth of *Pseudoplatystoma corruscans* (Pisces - Pimelodidae) larvae: effect of photoperiod. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec., 60(6):1511-1516.

32. Imorou-Toko, I., Fiogbe, E.D., Kestemont, P. 2008. Determination of appropriate age and stocking density of vundu larvae, *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes 1840), at the weaning time. Aquaculture Research, 39: 24-32.

33. Campagnolo, R., Nuñer, A.P.O. Op. Cit. p.1512.

34. Appelbaum, S., MCGeer, J.C. 1998. Effect of diet and light regime on growth and survival of African catfish *(Clarias gariepinus)* larvae and early juveniles. Aquaculture Nutrition, 4:157–164.

35. Almazán-Rueda, P., van Helmond, A.T.M., Verreth, J.A.J., Schrama, J.W. 2005. Photoperiod affects growth, behaviour and stress variables in *Clarias gariepinus*. Journal of Fish Biology, 67:1029–1039.

36. Weingartner, M., Zaniboni-Filho,E. 2004. Efeito de fatores abióticos na larvicultura de pintado amarelo *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803): salinidade e cor de tanque. Acta Scientiarum. Animal Sciences, 26(2):151-157.

37. Campagnolo, R., Nuñer, A.P.O. Op. Cit. p.1516.

38. Koztowski, J., Poczyczyński, P. 1999. The effect of light and stocking density on the results of rearing of european catfish *(silurus glanis L.)* larvae. Archives of Polish Fisheries, 7(2): 297 - 306

39. Peña, R., Dumas, S., Saldivar-Lucio, R., García, G., Trasviña, A. Hernández-Ceballos, D. 2004. The effect of light intensity on first feeding of the spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner) larvae. Aquaculture Research, 35:345-349.

40. Vinatea-Arana, L. 2001. Principios químicos de calidad de agua en acuicultura, una revisión para peces y camarones. UFSC. Brasil, 154 p.

41. Alderdice, D. F. 1988. Osmotic and ion regulation in teleost eggs and larvae. Pp. 163-251. En: Hoar, W. S. & D. J. Randall (Eds.). Fish Physiology XI the physiology of developing fish. Part-A eggs and larvae. San Diego, Academic Press, 546p.

42. Andrade, L.S., Andrade, R.L.B., Becker, A.G., Rossato, L.V., Rocha, J.F., Baldisserotto, B. 2007. Interaction of Water Alkalinity and Stocking Density on Survival and Growth of Silver Catfish, *Rhamdia quelen*, Juveniles. Journal of the World Aquaculture Society. 38(3):454-458.

43. Flores da Silva, L.V., Golombieski, J.I., Baldisserotto, B. 2005. Growth and survival of silver catfish larvae, *Rhamdia quelen* (Heptapteridae), at different calcium and magnesium concentrations. Neotropical Ichthyology, 3(2):299-304.

44. Hoar, W.S., Randall, D.J. 1969. Fish Physiology. Volume I Excretion, Ionic Regulation, and Metabolism. Academic Press, New York And London. 465 p.

45. Baldisserotto, B., Mancera, J.M., Kapoor, B.G. 2007. Fish osmoregulation. Science Publisher, USA, 527 p.

46. Santos, J.C.E., Luz, R.K. 2009. Effect of salinity and prey concentrations on *Pseudoplatystoma corruscans, Prochilodus costatus* and *Lophiosilurus alexandri* larviculture. Aquaculture 287:324–328.

47. Kang'ombe, J., Brown, J.A. 2008. Effect of Salinity on Growth, Feed Utilization, and Survival of *Tilapia rendalli* Under Laboratory Conditions. Journal of Applied Aquaculture, 20(4): 256-271.

48. Jobling, M., Baardvik, B.M., Christiansen, S., Jørgensen, E.H. 1993. Review.The effects of prolonged exercise training on growth performance and production parameters in fish. Aquaculture International, 1:95-111.

49. Utne-Palm, A.Ch., Stiansen, J.E. 2003. Effect of larval ontogeny, turbulence and light on prey attack rate and swimming activity in herring larvae. Aquaculture 224:213–222.

50. Arbelaez-Rojas, G. Moraes, G. 2009. Interação do exercício de natação sustentada e da densidade de estocagem no desempenho e na composição corporal de juvenis de matrinxã *Brycon amazonicus.* Ciência Rural, 39(1): 201-208.

51. Utne-Palm y Stiansen. Op. Cit. p.222.

52. Jobling et al, Op. Cit. p. 110.

53. Arbelaez-Rojas y Moraes. Op. Cit. p. 208.

54. Chagnaud, B.P., Bleckmann, H., Hofman, M.H. 2008. Lateral line nerve fibers do not code bulk water flow direction in turbulent flow. Zoology 111:204–217.

55. Plaut, I. 2001. Review. Critical swimming speed: its ecological relevance. Comparative Biochemistry and Physiology Part A, 131:41-50.

56. Arbeláez-Rojas y Moraes. Op. Cit. p. 207.

57. Watten, J.B. Honeyfield, D.C., Schwartz, M.F. 2000. Hydraulic characteristics of a rectangular mixed-cell rearing unit. Aquacultural Engineering 24:59–73.

58. Labatut, R., Ebeling, J.M., Bhaskaran, R., Timmons, M.B. 2007. Hydrodynamics of a Large-scale Mixed-Cell Raceway (MCR): Experimental studies. Aquacultural Engineering, 37: 132–143.

59. Saccol-Pereira, A., Nuñer, A.P.O. 2003. Utilização de diferentes densidades, dietas e formatos de tanque na larvicultura da piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Characiformes, Characidae). Acta Scientiarum: Biological Sciences, 25(1):55-61.

60. García, O., Verreth, J., Coutteau, P., Segner, H., Huisman, E., Sorgeloos, P. 1.998. Biochemical and enzymatic characterization of decapsulated cysts and nauplii of the brine shrimp *Artemia* at different developmental stages. Aquaculture, 161:501–514.

61. Liao et al. Op. Cit. p. 2.

62. Santiago, C.B., Gonzal A.C., Ricci, M., Harpaz, S. , 2003. Response of bighead carp *Aristichthys nobilis* and Asian catfish *Clarias macrocephalus* larvae to free-living nematode *Panagrellus redivivus* as alternative feed Journal of aplicated Ichthyology 19: 239-243.

63. Atencio-García, V. 2001. Producción de alevinos de especies nativas. Mvz-Córdoba 2001; 6(1):9-14.

64. Hung, L.T., Tuan, N.A., Cacot, P., Lazard, J., 2002. Larval rearing of the Asian Catfish, *Pangasius bocourti* (Siluroidei, Pangasiidae): alternative feeds and weaning time. Aquaculture 212, 115-127.

65. Rønnestad, I., Thorsen, A., Nigel, R. 1999. Fish larval nutrition: a review of recent advances in the roles of amino acids Aquaculture 177:201-216.

66. Carvalho, A., Oliva-Teles, A., Bergot, P. 2.003. A preliminary study on the molecular weight profile of soluble protein nitrogen in live food organisms for fish larvae. Aquaculture. 225:445-449.

67. Dabrowski, K., Glogowski, J., 1977. Studies on the role of exogenous proteolytic enzymes in digestion processes in fish. Hydrobiologia 54:129-134.

68. Lauff, M., Hoffer, R., 1984. Proteolytic enzymes in fish development and the importance of dietary enzymes. Aquaculture, 37:335–346.

69. Kubitza, F. 1.998. Nutrición y alimentación de los peces. UNESP Piracicaba, Brasil. 74 pp.

70. Castro, T., De Lara, A., Castro, M. G., Castro, M. J., Malpica, S., 2003. Alimento vivo en la acuicultura Contactos 48, 27-33.

71. Olsen, Y., Ove, J., Olsen, A. 1999. Status of the cultivation Technology for production of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus)* juveniles in Norway-Europe. Aquaculture 176:3–13.

72. Castro et al. Op. Cit. p. 28.
73. Carvalho, A., Oliva-Teles, A., Bergot, P. 2.003. A preliminary study on the molecular weight profile of soluble protein nitrogen in live food organisms for fish larvae. Aquaculture. 225:445-449.
74. Hecht,T. Op. Cit. p. 122.
75. Hecht,T. ibid p. 123.
76. Lazo, J., 2000. Conocimiento actual y nuevas perspectivas en el desarrollo de dietas para larvas de peces marinos. Memorias del V Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. Mérida, Yucatán, México, 300-312.
77. Borges, M., Portella, M. 2.003. Degradation analysis of microencapsulated diet in pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887) larvae intestine through scanning electron microscopy (SEM). Acta Scientiarum. Animal Sciences, 25(1): 49-52.
78. Castro et al, Op. Cit. p.33.
79. Giacometti, M., Zaniboni F. E. 2.005. Efeito da idade de estocagem em tanques externos no desempenho da larvicultura do dourado *Salminus brasiliensis* (Osteichthyes, Characidae). Acta Scientiarum Animal Sciences, 27:287-296.
80. KOLKOVSKI, S. et al. The mode of action of Artemia in enhancing utilization of microdiet by gilthead seabream Sparus aurata larvae. Aquaculture, Amsterdam, v.155, p. 193- 205, 1997. Appelbaum y McGreer Op. Cit. p. 163.
81. Appelbaum y McGreer Op. Cit. p. 164.
82. Behr, E.R., Tronco, A.P., Neto, J.R. 2000. Ação do tempo e da forma de suplementação alimentar Com Artemia franciscana sobre a sobrevivência e o crescimento de larvas de jundiá. Ciência Rural, Santa Maria, 30(3): 503-507.
83. Davis, D.A., Arnold, C.R. 1998. The design, management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp. Aquacultural Engineering, 17: 193–211.
84. Pfeiffer, T.J., Rusch, K.A. 2000. An integrated system for microalgal and nursery seed clam culture. Aquacultural Engineering 24:15–31.
85. Labatut, L.A., Olivares, J.F. 2004. Culture of turbot (Scophthalmus maximus) juveniles using shallow raceways tanks and recirculation. Aquacultural Engineering, 32:113–127.
86. Akinwole, A.O., Faturoti, E.O. 2007. Biological performance of African Catfish (Clarias gariepinus) cultured in recirculating system in Ibadan. Aquacultural Engineering 36:18–23.
87. Shnel, N., Barak, Y., Ezer, T., Dafni, Z., van Rijn, J. 2002. Design and performance of a zero-discharge tilapia recirculating system. Aquacultural Engineering 26:191–203.
88. Schuster, C., Stelz, H. 1998. Reduction in the make-up water in semi-closed recirculating aquaculture systems. Aquacultural Engineering, 17:167–174.
89. Watson, C.A., Hill, J.E. 2006. Design criteria for recirculating, marine ornamental production systems. Aquacultural Engineering 34:157–162.

90. Shnel et al. Op. Cit. p.191.
91. Menasveta, P., Panritdam, T., Sihanonth, P., Powtongsook, S., Chuntapa, B., Lee, P. 2001. Design and function of a closed, recirculating seawater system with denitrification for the culture of black tiger shrimp broodstock. Aquacultural Engineering 25:35–49.
92. Pfeiffer y Rusch Op. Cit. p. 15.
93. Labatut y Olivares, Op. Cit. p. 113.
94. Shields et al, Op. Cit. p. 15.
95. Shnel et al. Op. Cit. p.191.
96. Suzuki, Y., Maruyama, T., Numata, H., H Sato, H., Asakawa, M. 2003. Performance of a closed recirculating system with foam separation, nitrification and denitrification units for intensive culture of eel: towards zero emission. Aquacultural Engineering 29:165–182.
97. Azim, M.E., Little, D.C. 2008. The biofloc technology (BFT) in indoor tanks: Water quality, biofloc composition, and growth and welfare of Nile tilapia (Oreochromis niloticus). Aquaculture 283:29–35.
98. Rakocy, J.E., Masser, M.P., Losordo, T.M. 2006. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics—Integrating Fish and Plant Culture. SRAC Publication No. 454.
99. Watson y Hill Op. Cit. p. 157.
100. Akinwole y Faturoti Op. Cit. 192.