

**Manual para la producción
de robalo blanco
(*Centropomus undecimalis*)
en cautiverio**

Segunda edición

C O L E C C I Ó N
JOSÉ N. ROVIROSA
Biodiversidad, desarrollo sustentable y trópico húmedo

José Manuel Piña Gutiérrez
Rector

Manual para la producción de robalo blanco (*Centropomus undecimalis*) en cautiverio

Segunda edición

Wilfrido Miguel Contreras-Sánchez
María de Jesús Contreras-García
Alejandro Mcdonal-Vera
Ulises Hernández-Vidal
Leonardo Cruz-Rosado
Rafael Martínez-García



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

Manual para la producción de robalo blanco (*Centropomus undecimalis*) en cautiverio / W. M Contreras-Sánchez...[et al.] .—2ª Ed. -- Villahermosa, Tabasco, México: Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, 2015.

31 p. – (Colección José N. Rovirosa. Biodiversidad, Desarrollo Sustentable y Trópico Húmedo)

Incluye Referencias Bibliográficas

ISBN: 978-607-606-289-0

1. Piscicultura I. Título. II. Serie

L.C. SH171 M36 2012

Primera edición, 2012

Segunda edición, 2015

D.R. © Universidad Juárez Autónoma de Tabasco
Av. Universidad s/n. Zona de la Cultura
Colonia Magisterial, C.P. 86040
Villahermosa, Centro, Tabasco.

El contenido de la presente obra es responsabilidad exclusiva de los autores. Queda prohibida su reproducción total sin contar previamente con la autorización expresa y por escrito del titular, en términos de la Ley Federal de Derechos de Autor. Se autoriza su reproducción parcial siempre y cuando se cite la fuente.

ISBN: 978-607-606-289-0

Apoyo editorial: Francisco Morales Hoil
Diseño y formación: Ricardo Cámara Córdova

Hecho en Villahermosa, Tabasco, México

Índice

Introducción	7
Obtención y mantenimiento del lote de reproductores	9
Elaboración de implantes	11
Inducción al desove	13
Fase larval y juvenil	17
Sistemas de producción	21
Bibliografía	23
ANEXO. Técnicas de laboratorio	27
Tratamientos profilácticos recomendados	27
Preparación de implantes	28
Aplicación de implantes	30

Introducción

El robalo blanco o robalo común (*Centropomus undecimalis*) es un pez que se encuentra distribuido en la costa occidental del océano Atlántico que incluye países en el mar Caribe y el Golfo de México. Este pez no tolera aguas de temperaturas bajas por lo que se le considera una especie tropical. En algunos sitios se le considera de alto valor deportivo y comercial (Rivas, 1962). Se sabe que la mayor parte del año se les localiza en estuarios o ríos, particularmente si son juveniles. Los robalos migran al océano a desovar y, generalmente esto ocurre en áreas cercanas a las bocas de los esteros y lagunas costeras, durante la marea baja para facilitar el movimiento de los juveniles al interior de los estuarios y lagunas costeras (Gilmore *et al.*, 1983). También se ha reportado que el robalo es hermafrodita protándrico, es decir, todos los miembros de su población nacen como machos y en algún momento de su vida cambian de sexo hacia hembras (Tringali y Bert, 1996). Se sugiere que la reversión sexual de machos ocurre muy rápidamente después de la última liberación de espermatozoides (Peters *et al.*, 1998 y Taylor *et al.*, 2000).

La temporada de desove del robalo blanco ocurre desde abril hasta octubre. Sin embargo, la mayoría de los desoves se presentan en julio y agosto, aparentemente inducidos por la disminución de la longitud de los días y por las temperaturas altas que se presentan en esta temporada. El final de la temporada puede deberse a la reducción en la salinidad del agua (Tucker y Campbell, 1988).

Algunos autores sugieren que el desarrollo larvario y primeros estadios de vida de este pez se llevan a cabo en un ambiente completamente marino, mientras que los juveniles se desarrollan en agua dulce o salobre para su crecimiento. Es una especie gregaria la cual tolera altas densidades en confinamiento, amplios rangos de salinidad y temperatura, así como niveles bajos de oxígeno de hasta 1mg/L (Reyes *et al.*, 2004).

Por su importancia económica y soporte de grandes pesquerías en el Golfo de México, se considera al robalo blanco como uno de los peces más importantes tanto para los pescadores ribereños como para los de aguas marinas, por ello la importancia de generar información para la reproducción de esta especie en condiciones de cautiverio, lo que permitirá no solo la repoblación de cuerpos de agua sino también su producción y engorda involucrando a los pescadores creando conciencia en la necesidad de producir para cosechar.

Obtención y mantenimiento del lote de reproductores

Para la obtención de un lote de reproductores de robalo blanco es necesario capturarlos del medio silvestre en los sitios donde ocurren los desoves. De acuerdo a los datos registrados por personal del Laboratorio de Acuicultura Tropical (LAT) de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) esto ocurre a unos 7km de la costa. El protocolo a seguir es colocar las redes en los sitios de desove (Fig. 1a) por la tarde y revisarlas preferentemente muy noche o hacia el amanecer. Posteriormente, los peces se transportan en contenedores de plástico a los tanques de cuarentena de 25m³ de capacidad (Fig. 1b), manteniéndolos a temperatura ambiente alrededor de 28°C a la salinidad del mar. En este sitio, los peces son sometidos a tratamientos profilácticos; para eliminar parásitos se emplean baños de agua dulce por espacio de uno a dos días. También se pueden emplear baños organofosforados como el Neguvón® en dosis de 7.5g diluidos en un tanque de 9m de diámetro durante un día para eliminar crustáceos ectoparásitos.



Figura 1. (a) Colocación de redes para captura de robalo en sitios de desove y (b) tanques de cuarentena y mantenimiento de robalos en cautiverio.

El uso del bactericida y parasiticida Azoo® también se recomienda usar a razón de 4g por cada 2000 L, cambiando el agua parcialmente en un 50% por un día y repetir el tratamiento durante tres días. En caso de ser necesario, se aplican tratamientos para la cicatrización de las heridas causadas por las redes usando 3-Sulfas®; inyectando 3mL en el músculo del pez (Fig. 2a) o Topazone® esparciendo el producto en la zona afectada (Fig. 2b).

La alimentación de estos peces al inicio de su cautiverio es indispensable llevarla a cabo mediante el suministro de peces vivos, que posteriormente (alrededor de unos 15 días) se reemplaza parcialmente por trozos de peces y al término de una semana se cambia por alimento balanceado (Alimento para trucha Silver Cup® y/o Breed-M Inve®). Los peces se alimentan cada segundo día dividiendo el alimento en dos raciones. Este régimen de alimentaciones se mantiene durante la fase de recuperación y es importante la observación para, de ser necesario, suministrar esporádicamente alimento vivo o fresco en caso de que algunos ejemplares presenten baja ingesta, lo que podría ocasionar desnutrición y/o mortalidad.



Figura 2. (a) Aplicación de 3-Sulfas® y (b) aplicación de Topazone® en las zonas afectadas por daños causados por las redes durante la captura de robalos.

Elaboración de implantes

La metodología para la preparación de los implantes de GnRH-a, es la descrita por Álvarez-Lajonchere y Hernández-Molejón (2001), la cual consiste en disolver la hormona GnRH-a (5 viales de 1mg) en etanol al 50%-80%. Esta solución se mezcla con 475mg de colesterol y 25mg de celulosa hasta obtener una consistencia pastosa y se coloca en una incubadora a 35-40°C para secarla por una hora aproximadamente. El polvo resultante se mezcla con 13.15mg de manteca de cacao que sirve como aglutinante. Al final la mezcla se empaca poco a poco con una espátula de metal, estrecha para cantidades pequeñas, de 15cm de longitud y en un molde de acrílico (orificio hecho en un acrílico con una broca de 2mm de diámetro x 5cm de longitud) comprimiendo la mezcla con la broca y un martillo pequeño de aproximadamente 17cm de longitud. Se debe colocar una placa de acrílico (10cm de ancho x 14cm de largo y 0.5cm de grueso) sin perforaciones en una mesa y sobre esta placa colocar otra placa que debe contener el molde hecho con la broca. Se presan las dos placas (Fig. 3) con las prensas de 3" de altura. Posteriormente el implante se saca cuidadosamente del molde para evitar fracturas, usando el martillo pequeño y la broca. Finalmente los implantes están listos para usarse o se guardan en refrigeración a 5°C en tubos de polietileno individuales.



Figura 3. Elaboración de implantes hormonales usando una placa de acrílico para empacar la mezcla.

Inducción al desove

La maduración ovárica del robalo blanco reportada para el Golfo de México comienza en marzo o abril y finaliza en octubre. Las hembras desovan cada 1.1-2.5 días entre las 14 y las 20 horas (Taylor *et al.*, 1998). Los machos presentan el mismo patrón de maduración, estando listos para el desove en las mismas fechas. La maduración temprana se observa de febrero a junio; en ésta se presenta un aumento en volumen, anchura y altura de los testículos. Posteriormente la etapa de maduración media ocurre de abril a agosto y la maduración avanzada se presenta de mayo a octubre; durante este lapso las partes proximales de los lóbulos se llenan de espermatozoides. Finalmente, se presenta otra etapa de regresión que abarca los meses de agosto a diciembre; en ella hay una disminución en longitud y ancho testicular que empieza en la maduración avanzada (Grier y Taylor, 1998). El período de reproducción para esta especie es de abril a septiembre, presentando una relación con la época de lluvias y la temperatura. La edad de la primera madurez sexual reportada en machos es de 5.8 años y para hembras ocho años (Perera-García *et al.*, 2009). Sin embargo, no se descarta que puedan ser menores.

Peters *et al.* (1998) mencionan que, en general las hembras de robalo blanco son más grandes en talla y edad con respecto a los machos y que los desoves ocurren cerca de las desembocaduras de los ríos. Los cambios lunares o de mareas estimulan la maduración final antes del desove, siendo la temporada de desove de mayo

a septiembre con múltiples desoves. En primavera, los desoves ocurren a temperaturas mayores a 22 °C y salinidades mayores a 27ppm con incrementos en la actividad de desoves cuando se presenta la luna nueva o llena. El comportamiento previo al desove se caracteriza porque la hembra es acompañada de dos y hasta siete machos. La fecundidad promedio está estimada en más de tres millones de huevos por hembra (Garduño-Dionate *et al.*, 2009).

En la literatura se reporta una amplia gama de hormonas y técnicas de aplicación de éstas para la inducción al desove de robalo blanco. Algunos resultados importantes que se han obtenido en diferentes partes del mundo permiten mencionar el uso exitoso de Gonadotropina Coriónica Humana (GCH) con dosis de 500 IU/kg de peso produciendo ovulación, huevos de buena calidad y sobrevivencia larval (Neidig *et al.*, 1999). Peters *et al.* (1998) realizaron desoves en cautiverio de robalo blanco. Estos investigadores determinaron que los huevos alcanzan un diámetro de 700 μm y eclosionan entre 17 y 18 horas post-fertilización a temperaturas de 26 a 29 °C y salinidades de 28 a 38 ppm.

Por otro lado, el uso de liberadores de gonadotropina también ha mostrado interesantes resultados como los de Skapura *et al.* (1999), usando implantes de cuatro análogos de hormonas liberadoras de gonadotropina (GnRH; Salmón (sGnRH), pollo (cGnRH-II), Sparidae (sbGnRH) y mamíferos (mGnRH)), en dosis de 10 μg /kg/día durante cinco días, indicando que el uso de estos implantes permite el éxito en la ovulación. También Soligo (2007) realizó inducción al desove de robalo blanco con hembras silvestres y machos de cautiverio usando LHRHa con 50 μg /kg. Con base en los resultados se determinó que las hembras ovularon

36 horas post-inducción y obtuvieron un porcentaje del 6% de fertilización, obteniendo como resultado 16,000 embriones.

De acuerdo con los resultados obtenidos en el LAT, para llevar a cabo la inducción al desove de robalo blanco, es necesario revisar los peces para evaluar el estado físico y descartar el empleo de aquellos que pudieran estar muy delgados y tener algún tipo de herida causada por el manejo. Las hembras se canulan (Fig. 4a) para obtener una muestra de ovocitos (Fig. 4b) y determinar si es viable implantarlas con una concentración de 100 o 200 μg /hembra. El diámetro de ovocitos ideal para aplicar el implante debe ser mayor $300\mu\text{m}$. A los machos preferentemente se les hace una ligera presión abdominal para observar la presencia de semen; en caso de no obtenerse, también se canulan y se les implanta un pellet de $100\mu\text{g}$ /macho (Contreras-García, 2011). Cabe destacar que se ha observado que aún cuando no se obtengan muestras de ovocitos, es posible obtener desoves exitosos durante la temporada natural de reproducción del robalo blanco (datos no publicados) debido probablemente a la condición de madurez gonadal fraccionada que presentan estos peces. Posteriormente, de acuerdo con Álvarez-Lajonchere y Hernández-Molejón (2001), se aplica el implante hormonal de GnRH-a debajo de la aleta pectoral (Fig. 4c).



Figura 4. (a) Canulación de una hembra de robalo blanco para obtención de muestras de ovocitos, (b) Observación al microscopio de una muestra de ovocitos obtenidos por canulación y (c) Colocación del implante hormonal debajo de la aleta pectoral.

Después de aplicar los implantes, se coloca una hembra y dos machos en un tanque de 4m de diámetro para que se lleve a cabo el cortejo entre los peces. Nuestras investigaciones han permitido observar que los peces nadan en círculos y suben a la superficie formando un espiral, regresan al fondo del tanque y repiten esta conducta una y otra vez. Al final se obtienen desoves 27 horas post-implante. El diámetro de huevos fertilizados alcanza tallas de hasta $746.50 \pm 2.12 \mu\text{m}$ en promedio. Para observar si los huevos se encuentran fecundados, se realiza una observación al microscopio y se determina el desarrollo del embrión a diferentes horarios: Durante la primera hora de fertilización se pueden observar huevos en diferentes etapas de división celular (Fig. 5a) y aproximadamente dos horas después es fácilmente observable el embrión en desarrollo (Fig. 5b). El porcentaje de fertilización que se ha obtenido es de 76.84% en promedio. Aunque hembras individuales han presentado una fertilización de $100 \pm 0.00\%$. La eclosión se presenta alrededor de cuatros horas después de la fertilización y ha mostrado porcentajes desde $50 \pm 60.10\%$ hasta 100%. Se han obtenido entre 540 000 y 3 119 999 larvas de robalo con promedios de entre 1.56 ± 0.09 y 1.98 ± 0.05 mm de longitud.

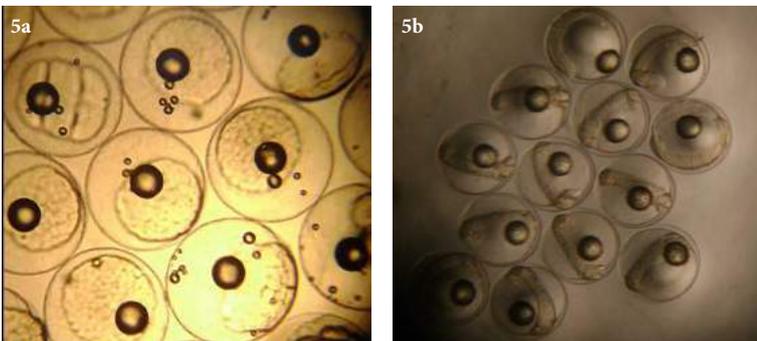


Figura 5. (a) Huevos en diferentes etapas de división celular y (b) embriones en desarrollo.

Fase larval y juvenil

Algunos aspectos de la biología, ecología y cultivo del robalo blanco han sido estudiados durante décadas. Entre los temas abordados se encuentran la alimentación, la reproducción, la descripción del hábitat, la determinación de edad y el crecimiento de esta especie en el medio natural. Sin embargo, existe poca información en condiciones de cautiverio. Los juveniles se encuentran en zonas poco profundas, áreas ribereñas protegidas y vegetación flotante como el mangle. Estos peces consumen principalmente copépodos y misidáceos cuando son menores a los 4.5cm y en tallas superiores consumen camarones palaemónidos y peces como ciprínidos y poecílidos (McMichael *et al.*, 1989 y Texeira, 1997).

Algunos autores sugieren que el robalo blanco tiene ciertas limitaciones morfológicas; puesto que larvas de tres días post eclosión tienen un aparato digestivo pobremente desarrollado, lo cual limita su capacidad para consumir presas como los rotíferos en la primera alimentación. También mencionan que las larvas en la primera alimentación consumen ciliados, tintínidos, dinoflagelados y pequeños nauplios de copépodos (Main *et al.*, 2009). Wittenrich *et al.* (2009) sugieren que las altas tasas de mortalidad en los sistemas cerrados de cultivo de robalo blanco pueden ser atribuidas a la ausencia de un organismo pequeño adecuado para el consumo de las larvas. En el LAT se ha observado que las larvas recién nacidas de robalo blanco presentan un diámetro de boca de alrededor de 100µm y aunque los rotíferos presentan un tamaño pequeño (100-240µm; Prieto, *et al.*, 2006) no lo es tanto para el tamaño de boca de las larvas recién nacidas por lo que es difícil la captura e ingestión de éstos.

Al momento de la eclosión las larvas (Fig. 6a) pueden ser fácilmente manipuladas y transferidas a los tanques en los cuales se llevará a cabo la larvicultura. Sin embargo, se ha observado que durante los tres primeros meses de vida las larvas son muy sensibles, por lo que es indispensable evitar siempre el contacto físico y suministrar el alimento adecuado; de lo contrario, éstas mueren. Los recambios de agua se realizan cuidadosamente, usando un pequeño contenedor de 10L de capacidad aproximadamente, con una pequeña ventana en la cual se coloca una tela de 50 μ m de abertura de malla, aproximadamente para permitir el paso del agua hacia el interior del contenedor; en el cual se coloca un pequeño sifón para bajar el nivel de agua del tanque de la larvicultura, evitando así el contacto directo del sifón con las larvas. El agua se repone por gravedad lentamente hacia el interior del tanque de larvicultura. En el LAT se ha obtenido a la fecha un pequeño lote de juveniles de robalo (Fig. 6b) blanco cuyo manejo es relativamente sencillo una vez superada la fase de alimento vivo. Es necesario tomar registro de las concentraciones de amonio, los niveles de oxígeno disuelto y de pH pues son los indicadores de la calidad del agua y de cuándo debe realizarse un recambio total o parcial del agua. La salinidad que se mantiene en los tanques de larvicultura en promedio es de 33ppm. Esta salinidad en promedio se mantiene durante gran parte del año frente a las costas de Jalapita, Centla, Tabasco.

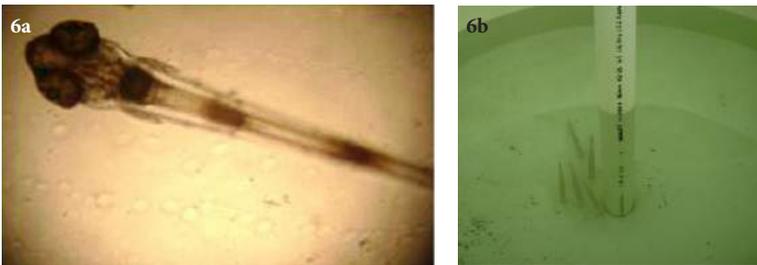


Figura 6. (a) Larvas y (b) juveniles de robalo blanco obtenidos en cautiverio.

La alimentación de larvas de robalo blanco debe llevarse a cabo en tanques de 500L con una densidad de 200 larvas/L de agua, usando microalgas (*Nannochloropsis oculata* y *Tetraselmis chuii*; Fig. 7a) desde el primer día de eclosión de las larvas a razón de $2-4 \times 10^5$ células hasta los primeros 20 días de vida; rotíferos (*Brachionus plicatilis*; Fig. 7b) a una densidad de 10mL de rotífero por cada mL de agua durante los primeros 11 días. Esta cantidad se incrementa a 20 rotíferos/mL de agua hasta alcanzar los 20 días de vida. Debe haber un complemento en la alimentación a partir del día 13 con nauplios de *Artemia* a una densidad de 1 mL de nauplio/mL de agua hasta el día 20. Se agregan 3mL de metanauplios de *Artemia* del día 19 al día 36 y finalmente, se utiliza alimento balanceado para trucha marca Silver Cup® a saciedad del día 34 en adelante (Fig. 8). En las experiencias del LAT es necesario complementar la alimentación al menos una vez a la semana con *Artemia* adulta y pequeños peces para evitar la mortalidad de aquellos peces que pudieran considerarse débiles.

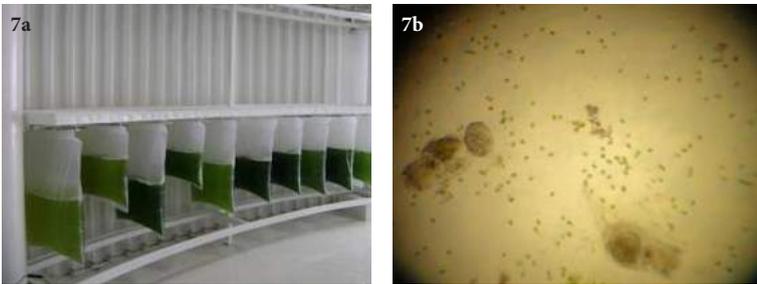


Figura 7. (a) Cultivo de microalgas *Nannochloropsis oculata* y *Tetraselmis chuii* usadas en la alimentación de rotíferos y (b) rotífero; alimento de larvas de robalo.

Es importante tener en cuenta que la salinidad en que inician las crías de robalo es a 33ppm en promedio, durante los primeros tres meses de vida y posteriormente se debe ir bajando 5ppm diariamente hasta llegar a 15ppm y mantenerlas así durante los siguientes meses; de lo

contrario pueden ser susceptibles de organismos patógenos como hongos o algún otro tipo de infección que incluso causa baja de ingesta, desnutrición o muerte. El protocolo de alimentación utilizado se creó con base en las metodologías usadas por Álvarez-Lajonchere *et al.*, (2004) y Cerqueira (comunicación personal). Los juveniles deben ser alimentados preferentemente tres a cinco veces al día, usando alimento balanceado para trucha marca Silver Cup® humedeciéndolo para que se hunda y sea capturado por los peces. Los recambios de agua se realizan cada tercer día y los sifoneos diariamente o cada segundo día para eliminar restos de excretas y/o restos de alimentos.

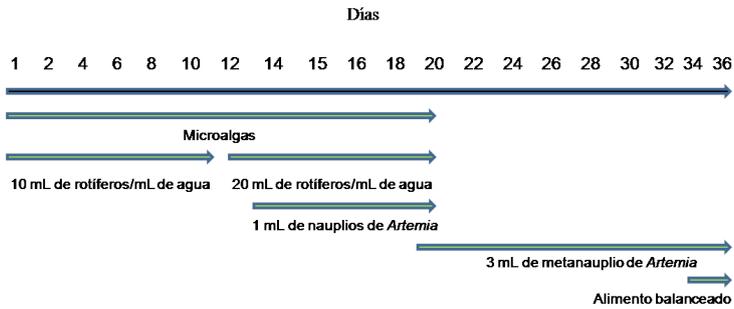


Figura 8. Representación esquemática de la alimentación de larvas de robalo blanco en cautiverio.

Sistemas de producción

En el LAT se observó que juveniles de *C. undecimalis* con una densidad de 25 peces/m³ y talla inicial en promedio de 14.65 ± 4.66 cm (Fig. 9) se adaptan fácilmente a condiciones de cautiverio. La ganancia al final de un año es de 13.17cm (1.09cm/mes; 0.03cm/día). Estos peces con peso promedio de 26.30 ± 24.05 g pueden tener una ganancia de 119.07g durante un año (9.9g/mes; 0.33g/día). También se observó que la tasa de conversión de alimento es de 2.43 usando un alimento balanceado semi-húmedo elaborado con harina de pescado, filete de pescado molido, harina de camarón, aceite de pescado, lecitina de soya, premezcla de vitaminas y minerales, vitamina C, grenetina sin sabor, leche de soya y harina de sorgo. La sobrevivencia al final es de 65.5%. Estos resultados se obtienen cuando el oxígeno disuelto se mantiene en promedio en 6.83 (± 0.98) mg/L; la temperatura en 28.09 (± 2.38) °C y el pH en 7.04 (± 0.62) UI en un sistema de recirculación cerrado.



Figura 9. Biometría de juveniles de robalo blanco adaptados a condiciones de cautiverio en el LAT.

En estudios realizados por Souza-Filho y Cerqueira (2003) se evaluó la influencia de las densidades de cultivo (3, 6 y 9 peces/m³) sobre el crecimiento, tasa de conversión alimenticia y la sobrevivencia de juveniles de robalo blanco colectados del medio silvestre con $13 \pm 0,4$ cm y 23 ± 0.3 g y aclimatados a dietas artificiales en tanques circulares de fibra de vidrio de 5000 L de capacidad. Los resultados indican que la tasa de conversión alimenticia es de $1.88 \pm 0,11$ y la mejor tasa de crecimiento 87.7 ± 3 obtenidas en la densidad de cultivo más baja (3m³).

En otros estudios, como el de Reyes *et al.* (2004), se evaluó el comportamiento de 90 juveniles de robalo blanco (15 peces/m³) con un peso promedio inicial de 371.5 ± 77.8 g en tanques cilíndricos de fibra de vidrio de 5m³. Se suministraron dos dietas semi-húmedas a base de harina de pescado combinada con alimento fresco, hasta la saciedad una vez al día durante 10 meses. Los resultados indicaron que no hubo mortalidad de estos organismos durante la fase experimental y determinaron que ésta especie tiene un gran potencial al adaptarse a las condiciones de cultivo y al alimento artificial. En los últimos 5 meses se alcanzaron ganancias en peso promedios mensuales de 26.6g y Factor de Conversión del alimento de 3.75.

Fraga *et al.* (2006) desarrollaron un banco de reproductores de robalo blanco por medio del manejo de la alimentación. El estudio consistió de tres etapas en la preparación de los progenitores durante 18 meses. La primera etapa se caracterizó por realizar alimentaciones alternando los días; la segunda, alimentando todos los días excluyendo fines de semana y la tercera, alimentando diariamente dos veces al día. Posteriormente se suministró una dieta semi-húmeda por tres meses y alimento balanceado por un año. El esquema de alimentación influyó en la dinámica del apetito de los robalos y el consumo resultó mayor cuando se les ofreció alimento en días alternos. Las hembras mostraron mayor crecimiento (0.87 g/día) que los machos (0.52 g/día) y la sobrevivencia fue de 100%.

Bibliografía

- Álvarez-Lajonchere, L. y, Hernández Molejón, O. G. 2001. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, 424 p.
- Álvarez-Lajonchere, L., Cerqueira, R. V., Diniz, S. I., Araújo, J. y Reis, M. 2004. Primeras bases para una tecnología sostenible de producción de juveniles de robalo chucumite *Centropomus parallelus* Poey. Hidrobiológica, 14 (1): 37-45
- Contreras-García, M. J. 2011. Inducción de la reproducción en *Centropomus undecimalis* y *Centropomus parallelus* bajo condiciones de cautiverio empleando inyecciones e implantes de GnRH-a. Tesis de Maestría. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. 121 p.
- Fraga, I., Reyes, R., Niorge, E., Regueira, R. F. y Bravo, A. 2006. Desarrollo de un banco de reproductores de robalo (*Centropomus undecimalis*, Bloch 1972): I. Manejo del alimento. Centro de Investigaciones Pesqueras, Ciudad de la Habana (Cuba). IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Comunicación Científica - CIVA 2006 (<http://www.civa2006.org>), pp. 198-207
- Garduño-Dionate, M., Lorán-Nuñez, R. M., Martínez-Isunza, F. R. y Márquez-García, E. 2009. Fecundidad de robalo blanco, *Centropomus undecimalis* en la costa de Ciudad del Carmen, Campeche. In: Segundo Simposio Internacional sobre Biología y Cultivo de robalos. Villahermosa, Tabasco, México. Aquafish. Collaborative Research Support Program, p. 26
- Gilmore, R. G., Donohoe y Cooke, D. W. 1983. Observations on the distribution and biology of east-central Florida populations of the common snook, *Centropomus undecimalis* (Bloch). Florida Sci. 46: 313-336

- Grier, H. J. y Taylor, R. G. 1998. Testicular maturation and regression in common snook. *Journal of Fish Biology*, 53 (3): 521-442
- Main, K., Yanes-Roca, C. y Rhody, N. 2009. Status and challenges in larval rearing and fingerling aquaculture of common snook (*Centropomus undecimalis*) in Florida. In: Segundo Simposio Internacional sobre Biología y Cultivo de robalos. Villahermosa, Tabasco, México. Aquafish. Collaborative Research Support Program, p. 26
- McMichael, R. H. Jr., Peters, K. M. y Parsons, G. R. 1989. Early life history of the snook *Centropomus undecimalis*, in Tampa Bay, Florida. *Northeast Gulf Science* 10 (2): 113-125
- Neidig, C. L., Skapura, D. P, Grier, .H. J. y Sprinkel, J. M. 1999. A preliminary study- A comparison of doses of Human Chorionic Gonadotropin(HGC) on ovulation, eggs quality and larval survival in common snook, *Centropomus undecimalis* (Bloch) In: Proceedings of the Sixth International.
- Perera-García M. A., Mendoza-Carranza, M., Contreras-Sánchez, W., Pérez-Sánchez, E. Huerta-Ortiz, M. y Páramo-Delgadillo, Salomón. 2009a. Biología reproductiva y poblacional del robalo blanco, *Centropomus undecimalis*, en dos ambientes tropicales, Tabasco, México. In: Segundo Simposio Internacional sobre Biología y Cultivo de robalos. Villahermosa, Tabasco, México. Aquafish. Collaborative Research Support Program, p. 26
- Peters, K. M, Mathenson, R. E. Jr. y Taylor, R. G. 1998. Reproduction and early life history of common snook, *Centropomus undecimalis* (Bloch), in Florida. *Bulletin of Marine Science* 62 (2): 509-529
- Prieto, M., Castaño, F., Sierra, J., Logato, P. y Botero, J. 2006. Alimento vivo en la larvicultura de peces marinos: Copépodos y mesocosmos. *Revista MVZ Córdoba* 11: 30-36
- Reyes, R., Ramos, D., Fraga, I., Galindo, J. y Ortega, N. 2004. Creación de un banco de progenitores de róbalo *Centropomus undecimalis*, Bloch. Evaluación de alimentos artificiales. Centro de Investigaciones Pesqueras, ciudad de La Habana (Cuba) III Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Comunicación Científica -CIVA 2004 (<http://www.civa2004.org>): 814-820
- Rivas, L. R. 1962. The Florida fishes of genus *Centropomus*, commonly known as snook. *J. Fla. Acad. Sci.* 25:53-64

- Skapura, D. P., Grier, H. J., Neidig, C. L., Sherwood, N. M., Rivier, J. E. y Taylor, R. G. 1999. Induction of ovulation in common snook, *Centropomus undecimalis*, using gonadotropin-releasing hormones. In: Proceedings of the Sixth International Symposium on Reproductive Physiology of Fish; 1999 Jun 4-9; Bergen, Norway; p. 430
- Soligo, A. T. 2007. Primeiras experiencias com a reproducao, larvicultura e desmame do robalo-flecha, *Centropomus undecimalis* no Brasil. Universidad Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduacao em Aquicultura, Florianópolis, p. 40
- Souza-Filho y Cerqueira, R. V. 2003. Influência da densidade de estocagem no cultivo de juvenis de robalo-flecha mantidos em laboratorio. Pesq. Agropec. Bras., Brasília 38 (11): 1317-1322
- Taylor, R. G., Grier, H. J. y Whittington, J. A. 1998. Spawning rhythms of common snook in Florida. Journal of Fish Biology 53: 502-520
- Taylor, R. G., Whittington, J. A., Grier, H. J. y Crabtree, R. E. 2000. Age, grow, maturation, and protandric sex reversal in comun snook, *Centropomus undecimalis*, from the east and west coasts of South Florida. Fish. Bull. 98: 612-624
- Teixeira, R. L. 1997. Distribution and feeding habits of the young common snook, *Centropomus undecimalis* (Pisces: Centropomidae), in the shallow waters of a tropical Brazilian estuary. Bol. Mus. Biol. Mello Leitao (N. Ser) 6: 35-46
- Tringali, M. D. y Bert, T. M. 1996. The genetic stock structure of common snook (*Centropomus undecimalis*). Can. J. Fish. Sci. 53:974-984
- Tucker, W. J. y Campbell, W. S. 1988. Spawning season of common snook along the east central Florida coast. Florida Scientist, 51 (1): 2-6
- Wittenrich, M. L. Rhody, R. N., Turingan, R. G. y Main, K. L. 2009. Coupling osteological development of the feeding apparatus with feeding performance in common snook, *Centropomus undecimalis*, larvae: Identifying morphological constraints to feeding. Aquaculture 294: 221-227

ANEXO

Técnicas de laboratorio

Tratamientos profilácticos recomendados

1. Baños en agua dulce por uno o dos días en un tanque de 4m de diámetro.
2. Baños con organofosforados como el Neguvón® para eliminar crustáceos ectoparásitos:
 - Se diluyen 7.5g de Neguvón® en agua en un vaso de precipitado de 1L y se distribuye en un tanque de 9m de diámetro (donde se encuentran los peces) con aireación fuerte para ayudar que se mezcle con toda el agua del tanque durante un día.
 - Posteriormente los peces se pueden colocar en agua marina.
3. Baños con bactericidas y parasiticidas como el Azoo®:
 - Se vacía un sobre de 4g de Azoo® en un vaso de precipitado de 1L y se diluye en agua. Esta dilución se distribuye en un tanque de 2000L (donde se les da tratamiento a los peces) con aireación fuerte para ayudar que se mezcle con toda el agua del tanque.
 - El agua del tanque se cambia en su totalidad al final del día.
 - Se repite el procedimiento por tres días.
4. Para el caso donde se han causado heridas en la captura o el transporte de los peces, es necesario aplicar directamente

sobre la herida o en el músculo para su cicatrización los siguientes compuestos:

- Aplicar Topazone® en aerosol esparciendo el producto sobre la herida del pez. De ser necesario se aplica el producto durante varios días hasta que desaparezca la herida.
- Inyectar 3mL de 3 Sulfas® en el músculo del pez en una dosis única.

Preparación de implantes

1. Se pesan en una balanza analítica 450mg de colesterol Sigma® y 25mg de celulosa Sigma® (Fig. 10a).
2. Se usan 5 viales (5 mg) de GnRH-a; cada vial se diluye en 500µL de etanol grado reactivo al 50 u 80% usando una jeringa para insulina.
3. En un vaso de precipitado de 10mL se colocan las cantidades pesadas de colesterol y celulosa junto con el contenido de los 5 viales de la hormona GnRH-a y se mezclan perfectamente todos los reactivos.
4. La mezcla de todos los reactivos se coloca en una estufa de laboratorio para secarla a 35 o 45 °C y obtener los componentes en polvo. Este procedimiento dependiendo de la estufa puede durar una hora o incluso un día en su secado.
5. Una vez que están secos todos estos componentes mezclados se agregan 13.15mg de manteca de cacao que se pesan en una balanza analítica. De esta mezcla que obtuvimos, pesamos 20mg y los vamos empacando poco a poco con una espátula de metal de 15cm de longitud en un molde de acrílico. Se colocan las dos placas sobre una mesa y se prensan. Para

obtener las placas y el molde se cortan dos placas de acrílico de 10cm de ancho x 14cm de largo y 0.5cm de grueso. Una de las placas nos servirá para contener la mezcla que se vaya empacando en el molde por lo que no debe perforarse. La otra placa se perfora usando un taladro y una broca de 2mm de diámetro x 5cm de longitud. Al final perdemos el 50% de la mezcla por que parte de ella se queda adherida a la espátula, al acrílico o se pierde por las corrientes de aire que pueden existir en el área de trabajo, de tal modo que el implante nos queda de 10 mg (100 μ g). En la figura 10b se observan los materiales que se usan para elaborar los implantes.

6. Al terminar de comprimir la mezcla en el molde se quitan las prensas de las placas de acrílico y con la broca y el martillo se va golpeando lentamente el implante hasta que se extrae del molde.
7. El implante está listo para usarse o se guarda en refrigeración a 5°C.

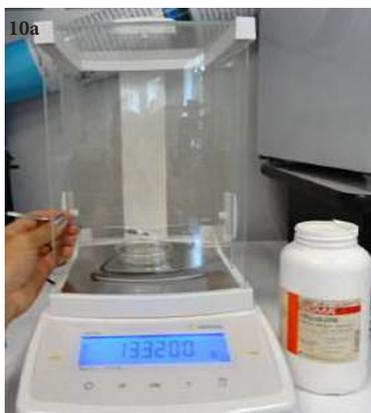


Figura 10. (a) Pesaje de reactivos y (b) materiales usados para la elaboración de implantes: Reactivos, tubo Eppendorf, hormona, martillo, espátula, caja de Petri y prensas.

Aplicación de implantes

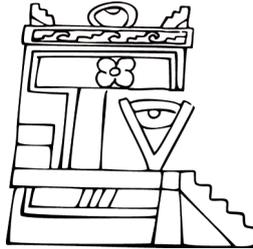
1. Los peces pueden anestesiarse usando aceite de clavo (1mL/20L de agua), como se observa en la Fig. 11.



Figura 11. Reproductor de robalo blanco en proceso de anestesia.

2. Canular los peces usando una sonda para alimentación de prematuros de 90cm de longitud introduciéndola de manera vertical en la entrada del gonoducto del pez y posteriormente de manera horizontal en el conducto de la gónada paralelamente al cuerpo del pez. Se introducen unos 5cm dentro de la gónada y posteriormente a medida que se va retirando la cánula del cuerpo del pez se va succionando con la boca la cánula para atraer el ovocito al interior de la cánula.
3. Una vez obtenido el ovocito a través de la canulación, se observa la posición de la vesícula germinal en un microscopio óptico. Otra opción es medir los ovocitos con un microscopio estereoscopio. Cuando el diámetro del ovocito es mayor a 300 μ m, la hembra está lista para ser implantada.

4. Se procede a colocar el implante usando una jeringa (Fig. 12) AVID® debajo de la aleta pectoral introduciendo la jeringa con el implante en unos 45 grados con respecto al cuerpo del pez para evitar choques con las espinas del pez.
5. Finalmente se coloca crema gentamicina en el sitio donde se colocó el implante para evitar infecciones.
6. Se implanta una hembra y dos machos y posteriormente se colocan en un tanque de 4m de diámetro.
7. Se obtienen desoves exitosos 27 horas después de aplicar el implante.



**Dirección de Divulgación
Científica y Tecnológica**

José Manuel Piña Gutiérrez
Rector

Wilfrido Miguel Contreras Sánchez
Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

Fabián Chablé Falcón
Director de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica

Francisco Morales Hoil
Jefe del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas

Esta obra se terminó de editar el 7 de diciembre de 2015, en el Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas de la Dirección de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Av. 27 de febrero 626, Tercer Piso, Colonia Centro, 86000, Villahermosa, Tabasco, México. El cuidado estuvo a cargo de los autores y de los editores consignados.