

ARTÍCULO

Desempeño reproductivo y primeros estadios de vida en corvina pinta *Cynoscion nebulosus* en cautiverio

Reproductive performance and early life stages of spotted seatrout
Cynoscion nebulosus in captivity

Leonardo Ibarra-Castro¹, I. Gutiérrez-Sigeros², Luis Alvarez-Lajonchère³,
C.V. Durruty-Lagunes⁴ y A. Sánchez-Zamora⁴

¹Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C., Av. Sábalo-Cerritos s/n, C.P. 82010 Mazatlán, Sinaloa, México. leonardo.ibarra@ciad.mx, leobeis@hotmail.com

²UJAT, División Académica Multidisciplinaria de los Ríos, Cocoyol, 86900 Tenosique de Pino Suarez, Tabasco, México

³Gr. Piscimar, Calle 41, N° 886, N. Vedado, Plaza, La Habana 10600, Cuba

⁴UMDI, Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación, Facultad de Ciencias, UNAM, Puerto de Abrigo s/n, C.P. 97356, Sisal, Yucatán, México

Abstract.- The first experiments in maturation, spawning and larval rearing of spotted seatrout *Cynoscion nebulosus* in Sisal, Mexico were conducted. Sexual maturation and spontaneous spawning in wild captured fish after 20 months in captivity were obtained. In a spawning period of 88 days, 28 spawns were observed, of which 17 were viable. In total 28×10^6 eggs were collected, 70% of viability and 91% of fertilization was observed. The spawned eggs had mean diameter of $710 \pm 8 \mu\text{m}$ with an oil droplet of $199 \pm 9 \mu\text{m}$. The percentage hatching of viable eggs was 96% and larval survival at 48 h after hatching was 79%. At 48 h post-hatch (PH), no traces of yolk and only traces of the oil droplet were observed. The most appropriate period for first feeding period is between 30 and 42 h PH, after which the mean survival decreases sharply to $9.3 \pm 4.4\%$ and $11.3 \pm 4.8\%$ at 54 h PH and 66 h PH, respectively. The larval rearing was done in 2 tanks, 4-m^3 with an initial density of 75 viable eggs L^{-1} (95.6% fertilization, hatching 97.7% and 88.8% survival at 48 h). Survivals were 0.4 and 1.2% at 26 days, with 1011 and 2903 juveniles harvested, with wet weights of $0.13 \pm 0.04 \text{ g}$ and $0.16 \pm 0.03 \text{ g}$ and total lengths of $25.3 \pm 2.6 \text{ mm}$ and $27.4 \pm 1.9 \text{ mm}$ respectively. Final densities and biomasses were 0.25 and 0.50 juveniles L^{-1} and 0.03 and 0.08 kg m^{-3} , respectively.

Key words: Spontaneous spawning, yolk-sac consumption, starvation, larval culture, *C. nebulosus*

Resumen.- Se realizaron los primeros experimentos de maduración, desove y cría larval de la corvina pinta, *Cynoscion nebulosus* en Sisal, México. Se obtuvo la maduración sexual y el desove espontáneo de reproductores capturados en el medio natural después de 20 meses en cautiverio. En un periodo de desove de 88 días, se obtuvieron 28 desoves, de los cuales 17 fueron viables. En total se colectaron 28×10^6 huevos, se observó 70% de viabilidad y 91% de fecundación. Los huevos desovados presentaron un diámetro promedio de $710 \pm 8 \mu\text{m}$ con gota de aceite de $199 \pm 9 \mu\text{m}$. El porcentaje de eclosión de los huevos viables incubados fue 96% y la supervivencia larval a las 48 h después de la eclosión fue 79%. A las 48 h post-eclosión (PE), no se apreció restos de vitelo y solo vestigios de la gota de aceite. Se estimó que el periodo más adecuado para el suministro del primer alimento es entre 30 y 42 h PE, posterior a lo cual la supervivencia promedio disminuye abruptamente a $9.3 \pm 4.4\%$ y $11.3 \pm 4.8\%$ a las 54 h PE y 66 h PE, respectivamente. La cría larval se realizó en 2 tanques de 4 m^3 a una densidad inicial de 75 huevos viables L^{-1} (95,6% de fecundación, 97,7% de eclosión y 88,8% de supervivencia a las 48 h) tuvo sobrevivencias de 0,4 y 1,2% a los 26 días. Se cosecharon 1011 y 2903 juveniles, con pesos húmedos de $0,13 \pm 0,04 \text{ g}$ y $0,16 \pm 0,03 \text{ g}$ y longitudes totales de $25,3 \pm 2,6 \text{ mm}$ y $27,4 \pm 1,9 \text{ mm}$ respectivamente. Las densidades y biomásas finales fueron de 0,25 y 0,50 juveniles L^{-1} y 0,03 y $0,08 \text{ kg m}^{-3}$, respectivamente.

Palabras clave: Desoves espontáneos, consumo del saco vitelino, inanición, cultivo larval, *C. nebulosus*

INTRODUCCIÓN

El cultivo de los peces marinos en México ha tenido mucha importancia en los últimos años debido a la necesidad de crear nuevas alternativas de producción para la industria privada y el sector social. La Universidad Nacional Autónoma de México, a través de la estación marina

Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación (UMDI-Sisal), ha venido realizando investigaciones enfocadas al desarrollo de protocolos de reproducción y producción controlada de juveniles de 3 especies marinas de gran importancia comercial para la costa del Golfo de

México: *Ocyurus chrysurus* (Bloch, 1791), pargo canané, *Cynoscion nebulosus* (Cuvier, 1830), corvina pinta y *Centropomus undecimalis* (Bloch, 1792), robalo blanco. A nivel mundial la producción de peces marinos por acuicultura ha alcanzado 24,7 millones de toneladas en 2012 (FAO 2014), mientras que en México la producción de peces marinos por acuicultura es limitada respecto a su potencialidad. A pesar que en México existen muchas especies con potencial acuícola, no se cuenta con una tecnología de producción que comprenda desde la producción controlada de huevos hasta su cosecha y comercialización final del producto a escala comercial. En este contexto, el éxito comercial del cultivo de peces marinos depende en gran medida de la producción controlada de un número suficiente de juveniles; por lo tanto, generar conocimiento sobre biología reproductiva y primeros estadios de vida en condiciones controladas es de suma importancia para que se establezcan dichos protocolos.

La corvina pinta *Cynoscion nebulosus* constituye un importante recurso pesquero para el sureste mexicano (Vega-Cendejas & Hernandez de Santillana 2004). Pertenece a la familia Sciaenidae, la cual incluye 70 géneros (Nelson 2006) y 291 especies en todo el mundo (Eschmeyer & Fong 2014). Se caracteriza por tolerar variaciones amplias de salinidad y temperatura en todas las etapas de su ciclo de vida (Johnson & Seaman 1986, Kucera *et al.* 2002a, b). Sin embargo, a pesar de que tolera un amplio rango de salinidad, los desoves solamente se llevan a cabo entre salinidades de 20 a 40 (Simmons 1957, Helser *et al.* 1993). No obstante, se ha documentado que a salinidad 15 se obtienen mayores tasas de eclosión (Gray & Colura 1988). Esta especie puede desovar de 14 a 80 veces en un solo año y tiene la capacidad de desovar de 40 a 50 veces en una estación reproductiva (Brown-Peterson *et al.* 2002). Se ha documentado la inducción a la maduración final, ovulación y desove de *C. nebulosus* en cautiverio mediante la aplicación de gonadotropina coriónica humana cuando los ovocitos alcanzan un diámetro mínimo de 462 μm . También se ha demostrado que el uso de análogos de la hormona liberadora de gonadotropina (LHRHa), administrada por vía oral en dosis de 1 mg kg⁻¹ de pez, induce efectivamente al desove (Thomas & Boyd 1989), así como también se han obtenido desoves naturales con control de temperatura y fotoperiodo (Wisner *et al.* 1996). Por otro lado, la cría de larvas de esta especie ha recibido gran atención y ha sido estudiada con enfoques fisiológicos (Banks *et al.* 1991), metabólicos (Wuenschel & Werner 2004, Wuenschel *et*

al. 2004), alimentarios, como la determinación de la densidad del alimento óptima en los primeros días del cultivo larvario (Lemus *et al.* 2010) y el efecto de la densidad sobre el comportamiento agresivo (canibalismo) (Manley *et al.* 2014).

El propósito de la presente investigación fue establecer conocimientos preliminares para la producción masiva de juveniles de corvina pinta en la región sureste de México. En este trabajo se abordaron los objetivos de: a) evaluar el desempeño reproductivo de *C. nebulosus* en cautiverio y b) caracterizar el desarrollo larvario de *C. nebulosus*.

MATERIALES Y MÉTODOS

CAPTURA Y MANTENIMIENTO DE REPRODUCTORES

Los experimentos fueron realizados en Sisal, 21°09"N; 90°02"O, a 45 km de Mérida, Yucatán, México. En septiembre 2008 se capturaron en la dársena de Sisal (Yucatán, México) con línea de mano, 11 reproductores (8 hembras, 1963 \pm 157 g; 3 machos, 1167 \pm 120 g) y se trasladaron a las instalaciones de la UMDI-Sisal. Después de 2 semanas de cuarentena en tanques de 2000 L y hasta que los peces aceptaron alimento vivo (*Poecilia* sp.), se cambiaron a un tanque de 12 m³ (tanque de maduración). Una vez en el tanque de mayor tamaño, se mantuvieron con un flujo continuo de agua marina (2 volúmenes por día). Las condiciones de fotoperiodo y temperatura fueron naturales. Los peces fueron alimentados a saciedad con sardina fresca en trozos *Opisthonema oglinum* (Lesueur, 1818), 3 veces por semana. A partir de enero 2010 se suministró *Sarda sarda* (Bloch, 1793) y sardina en trozos, en una ración correspondiente al 5% de la biomasa, cada tercer día. La dieta fue complementada con un alimento semihúmedo para reproductores de peces marinos (Fish-Breed M, INVE Aquaculture, México; 40% de proteína y 12% de lípidos). A partir del mismo año se incrementó el flujo de agua a 5 \pm 1 volúmenes por día. A lo largo del año, la temperatura se mantuvo entre 24 y 27°C y la salinidad promedio fue de 37,7 \pm 0,4.

DESOVES ESPONTÁNEOS Y MEDICIÓN DE VARIABLES REPRODUCTIVAS

Para la obtención de huevos, el tanque de cultivo fue provisto de un recolector con malla de 300 μm , el cual fue revisado cada mañana. Una vez que se presentaron los desoves espontáneos, los huevos fueron removidos de los recolectores (entre 10-12 h post-fecundación) y

medidos volumétricamente en recipientes de plástico con un volumen estándar de 3 L. Del recipiente, con una pipeta plástica de 1 ml, se tomaron 9 muestras de 0,250 ml previa mezcla con aireación. En cada una de las muestras se estimó el número de huevos totales, huevos vivos, huevos muertos y ovocitos no fecundados. Posteriormente, se calculó el número de huevos totales desovados multiplicando el promedio de las sub-muestras por el volumen total del recipiente, porcentaje de fecundación y número de huevos vivos entre 10-12 h post-fecundación. Para medir el diámetro de los huevos y la gota de aceite, se utilizó una muestra >100 huevos flotantes en cada uno de los desoves obtenidos durante todo el periodo, utilizando un microscopio Zeingen® con un ocular graduado a 11,1 µm por unidad de medición, a 400 aumentos.

Para estimar el porcentaje de eclosión, supervivencia a la eclosión y supervivencia a las 48 h, se tomaron 10 ml de huevos del recipiente de 3 L y se colocaron en cajas de Petri. A continuación, se seleccionaron grupos de aproximadamente 50 huevos vivos que se colocaron en 6 recipientes de 1 L con agua marina y se incubaron a 28°C. Se utilizaron 3 recipientes para evaluar al momento de la eclosión y 3 a las 48 h. El agua utilizada siempre fue filtrada con la siguiente secuencia de tratamiento: filtración con filtros de arena presurizados, filtros de cartucho (20 µm retención relativa), desinfección con radiación UV (30,000 µWs cm⁻²) y filtración con filtro de bolsa 10 µm. El procedimiento se repitió durante todo el periodo de los desoves naturales. El porcentaje de eclosión y supervivencia a la eclosión fue estimado como el promedio de 3 recipientes de 1 L. El porcentaje de supervivencia a la primera alimentación fue estimado 48 h después de la eclosión, utilizando el resto de los recipientes de 1 L.

Una vez realizadas las tareas de evaluación de la calidad del desove, se lavó el recolector y se secó al sol para colocarlo nuevamente por la tarde, antes del desove nocturno.

CONSUMO DEL VITULO

Una vez que se detectaron los desoves naturales, un grupo de huevos se incubó en un tanque cilindrocónico de fibra de vidrio con capacidad de 400 L. El tanque de incubación fue previamente llenado con agua de mar tratada, como se describió anteriormente y se mantuvo un flujo constante de 0,5 L min⁻¹ durante todo el experimento.

La incubación se realizó a una densidad de 500 huevos L⁻¹ a 27,1°C, 38 de salinidad, a una concentración de oxígeno disuelto de 6,7 mg L⁻¹ y 102% de saturación.

Desde el momento de la eclosión y hasta el final del experimento, en intervalos de 6 h, se midió el largo y ancho del saco vitelino y la longitud notocordal de 50 larvas, utilizando el mismo método que se usó para medir los huevos. Para calcular el volumen del saco vitelino se utilizó la fórmula: $V = (\pi / 6) LH^2$, donde L= longitud y H= altura del saco vitelino, mientras que para calcular el volumen de la gota de aceite se utilizó la fórmula: $V = \pi^3 r$, donde 'r' es el radio de la gota de aceite (Arul 1991).

ESTIMACIÓN DEL PUNTO DE NO RETORNO EN LA PRIMERA ALIMENTACIÓN

Para determinar el tiempo más propicio para la primera alimentación en esta especie, se transfirieron 50 larvas de 24 h de vida a vasos de precipitado plásticos de 1 L. Los tratamientos experimentales tuvieron 3 réplicas cada uno y consistieron en iniciar la alimentación de las larvas al cumplir 30, 42, 54, 66, 78 y 90 h post-eclosión (HPE). Las larvas fueron alimentadas con rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) y su concentración se ajustó una vez al día para mantener un mínimo de 20 rotíferos m L⁻¹ en cada uno de los recipientes. Diariamente, se registró la concentración de oxígeno disuelto y la temperatura con un multianalizador HQ 40d Hach® y la salinidad con refractómetro. Todas las unidades experimentales se mantuvieron con fotoperiodo natural y sin aireación. La duración del bioensayo fue de 10 días, durante los cuales la temperatura fue de 25,3 ± 1,3°C, la salinidad fue 37 ± 1, el oxígeno disuelto 6,5 ± 0,3 mg L⁻¹ y 97,2 ± 12,7% de saturación, con pH de 7.8 y NH₃ < 0,001 mg L⁻¹, para todos los tratamientos. En cada tratamiento diariamente se registró el número de larvas muertas en las unidades experimentales para calcular el porcentaje de mortalidad. Para la medición de la longitud total (LT) al inicio y final del experimento, las larvas fueron anestesiadas con una gota de eugenol y se les tomaron fotografías usando un estereoscopio Nikon SMZ-800® equipado con cámara Nikon DS-L, la LT de las larvas fue registrada con el software libre ImageJ 1.30V. La supervivencia se obtuvo con el número total de larvas vivas al final del bioensayo, en relación al número de larvas sembradas.

MANEJO DEL CULTIVO LARVARIO

La incubación y el cultivo larvario se realizó en 2 tanques de fibra de vidrio, con paredes negras y de fondo blanco. La densidad de siembra fue de 75 huevos L⁻¹ y fueron puestos a eclosionar directamente en cada uno de los tanques de cultivo con capacidad de trabajo de 4 m³, sin ningún tratamiento profiláctico previo. Para determinar el

porcentaje de eclosión y supervivencia a las 48 h se empleó el mismo procedimiento usado para evaluar la calidad de los huevos de los desoves espontáneos. Los tanques de cría de larvas fueron ubicados en un área recubierta por un invernadero (12 x 30 m), con agua de mar tratada, fotoperiodo natural e intensidad de luz de 2000 lux. Durante la incubación y cultivo larvario, las variables ambientales fueron: temperatura $26,5 \pm 1,3^{\circ}\text{C}$, salinidad $37,3 \pm 1,0$, oxígeno disuelto $6,5 \pm 1,8 \text{ mg L}^{-1}$, saturación de oxígeno $83,2 \pm 12,5\%$, pH $7,8 \pm 0,7$ y $\text{NH}_3 < 0,001 \text{ mg L}^{-1}$, manteniendo diariamente un flujo del 20% constante a partir del día 8 post-eclosión (PE).

El muestreo de larvas se realizó cada 7 días a partir de la eclosión en cada uno de los tanques. En los primeros 3 muestreos las observaciones y mediciones fueron realizados con el estereoscopio Nikon SMZ-800® descrito anteriormente; mientras que en el resto se utilizó un calibrador pie de rey digital (modelo CALDI-6MP Trupper®, con una precisión de 0,01 mm). Finalmente, al día 26, momento de la cosecha, los organismos fueron pesados individualmente en una balanza OHAUS con precisión de 0,1 g.

El esquema de alimentación usado para el cultivo larvario fue la técnica de agua verde, manteniendo aproximadamente $80,000 \text{ células m L}^{-1}$ de *Nannochloropsis oculata*, a partir del día 1 y hasta el día 11 (ajustando la densidad una vez al día); 10 rotíferos m L^{-1} , a partir del día 1 hasta el día 18 (dosificando los rotíferos por goteo de 9:00 am a 6:00 pm); *Artemia* sp. enriquecida, a partir del día 15 y hasta el día 25 (manteniendo un promedio de 3 nauplios m L^{-1} y ajustando la densidad 3 veces al día). Se utilizó un alimento artificial (NRD 3/5 INVE, México) que fue tamizado a 100, 200 y 300 μm e introducido desde el día 4 y hasta el final del experimento (con un promedio de 8 raciones por día, alimentando manualmente). La limpieza del fondo de los tanques de cultivo se realizó diariamente con un sifón, desde el día 11 y hasta el final del experimento.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La información fue procesada estadísticamente utilizando el software SigmaStat 3.5 para Windows. Los resultados se presentan como media \pm el error estándar de la media. La homogeneidad de las varianzas (Prueba de Levene) y distribución normal (Shapiro-Wilk) de los datos fueron analizados siguiendo los procedimientos estadísticos del software, todos los análisis fueron realizados a un nivel de significación del 95%.

RESULTADOS

DESOVES ESPONTÁNEOS

Los desoves espontáneos ocurrieron durante 88 días (del 8 de junio al 3 de septiembre del 2010). De un total de 28 desoves, sólo 17 de ellos presentaron huevos viables. No se pudo determinar si todas las hembras desovaron, pero por el comportamiento de cortejo iniciado a la puesta del sol con 'ronquidos' típicos de las corvinas y nado alrededor del tanque de no menos de 5-6 reproductores, se estimó que todas pudieron haber desovado con alternancia de hembras. Los desoves ocurrieron durante 7 periodos, cada uno con 4 días de duración, y espaciados por 10 días. Se recolectó un total de 28×10^6 huevos con un 70% de viabilidad y un promedio del 91% de fecundación. El diámetro de los huevos fue de $710 \pm 8,5 \mu\text{m}$, con una gota de aceite de $199 \pm 9,2 \mu\text{m}$. El desarrollo embrionario fue de 17 h a 27°C . El porcentaje de eclosión promedio de los huevos viables fue de 96%, con un promedio de 79% de supervivencia a la apertura de la boca (Tabla 1). Las larvas recién eclosionadas tuvieron una longitud notocordal de $1,76 \pm 0,12 \text{ mm}$, con un volumen de $0,13 \pm 0,03 \text{ mm}^3$ de vitelo y $0,03 \pm 0,001 \text{ mm}^3$ de gota de aceite.

Tabla 1. Desarrollo reproductivo de la corvina pinta (*C. nebulosus*) en condiciones de cautiverio / Reproductive behavior of spotted seatrout (*C. nebulosus*) in captivity condition

Descripción de la variable	Resultado
Número de hembras en el tanque	8
Peso promedio (gr)	1963 ± 444
Tamaño de huevos al momento del desove (μm)	$710 \pm 8,51$
Tamaño de la gota de aceite (μm)	$199 \pm 9,19$
Días de la temporada de desove	88
Número de desoves	28
Producción total de huevos	28.002.118
Porcentaje de viabilidad (%)	70
Porcentaje de desoves con huevos viables (%)	60,7
Número promedio de huevos viables por desove	1.160.022
Porcentaje de fertilización total (%)	91
Promedio del porcentaje de eclosión (%)	96
Porcentaje de supervivencia de larvas a la apertura de la boca (%)	79
Fecundidad relativa (huevos kg^{-1})*	509,463
Fecundidad total por hembra **	3,500,265

[(Número total de huevos desovados / Número de desoves)(Peso promedio por hembra)]*1000

**Número de huevos totales desovados/Número de hembras en el tanque

CONSUMO DEL VITELO

Las larvas de corvina pinta consumieron en 12 h PE el 82 y 46% del total del saco vitelino y la gota de aceite, respectivamente, mientras que el resto fue consumido en 42 h. Las larvas mostraron un consumo exponencial de ambas estructuras en las primeras 60 h (Fig. 1). Al mismo tiempo la longitud notocordal se incrementó en las primeras 12 h y posteriormente se mantuvo estable hasta el consumo total del vitelo y la gota de aceite (Fig. 2). A las 36 h PE se produjo la apertura de la boca y la pigmentación de los ojos en el 100% de las larvas (n= 50). Mientras que a las 54 h PE se observó la formación de la

vejiga gaseosa en el 30% de las larvas (n= 50), mientras que un 13% del total de las anteriores larvas (54 h PE), había consumido todo su vitelo, el resto de ellas aun presentaba remanentes de vitelo y gota de aceite. Finalmente, después de 60 h PE el 86% de las larvas (n= 50) tuvo la vejiga gaseosa perfectamente formada y el 100% de larvas había consumido el 100% del vitelo y un 15% de larvas, aun presentó restos de la gota de aceite (Fig. 1). En el crecimiento inicial de larvas, se presentó una disminución de LT promedio entre las 18 y 42 h post-eclosión (Fig. 2).

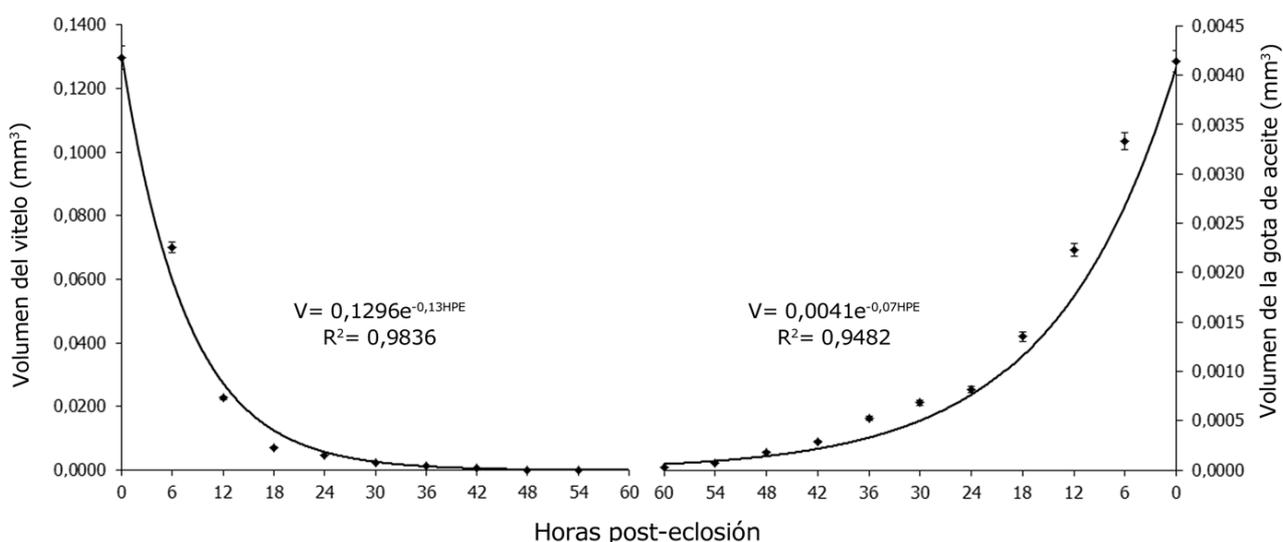


Figura 1. Media \pm error estándar de la media en consumo del saco vitelino y gota de aceite de larvas de *C. nebulosus* / Mean \pm standard error mean in yolk sac consumption and oil droplet in larvae of *C. nebulosus*

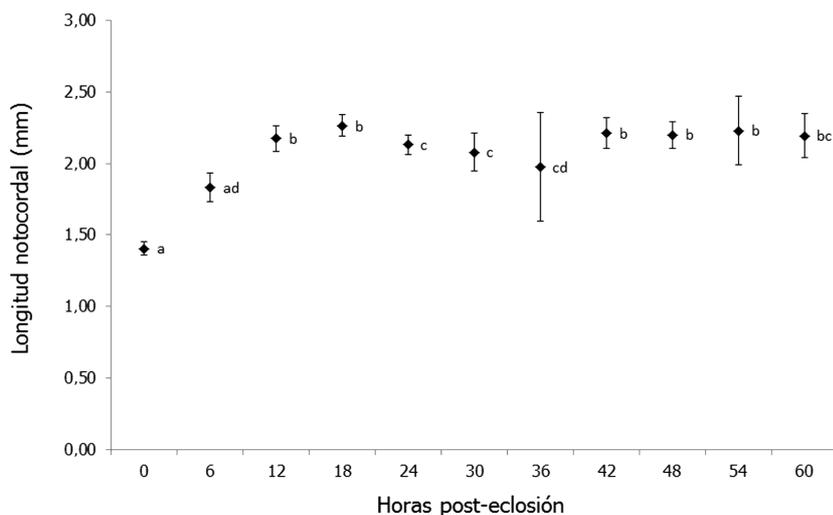


Figura 2. Media \pm desviación estándar de longitud notocordal en larvas de *C. nebulosus* / Mean \pm standard deviation of notochordal length in larvae of *C. nebulosus*

ESTIMACIÓN DEL PUNTO DE NO RETORNO EN LA PRIMERA ALIMENTACIÓN DE LARVAS

En los tratamientos a los que se les suministró la primera alimentación entre 30 h y 42 h post-eclosión (HPE), presentaron valores de supervivencia de $60,8 \pm 7,4\%$ y $68,4 \pm 8,1\%$, respectivamente, mientras que a los tratamientos que se les suministró alimento a las 54 y 66 HPE, presentaron supervivencias de $9,3 \pm 4,4\%$ y $11,3 \pm 4,8\%$, respectivamente (Fig. 3). El crecimiento en LT de larvas al final del periodo también fue mayor cuando el alimento se suministró entre 30 y 42 HPE (Fig. 3), aunque dichas diferencias no fueron significativas ($P > 0,05$).

CULTIVO LARVARIO

Los huevos sembrados presentaron 95,6% de fecundación. Para ambos tanques se obtuvo un porcentaje de eclosión de 100% (285,000 larvas), con una supervivencia al momento de la eclosión de 97,7% (280,000 larvas) y una supervivencia a la primera alimentación (48 h) de 88,8% (249,000 larvas). Por lo tanto, la densidad inicial de larvas de primera alimentación fue de 62,3 larvas l⁻¹.

El periodo de cría larval tuvo una duración de 26 días hasta la cosecha. Las larvas presentaron un crecimiento exponencial en ambos tanques (Fig. 4), con una ecuación peso-longitud de $P = 0,0091e^{0,1029L}$ y una $R^2 = 0,909$.

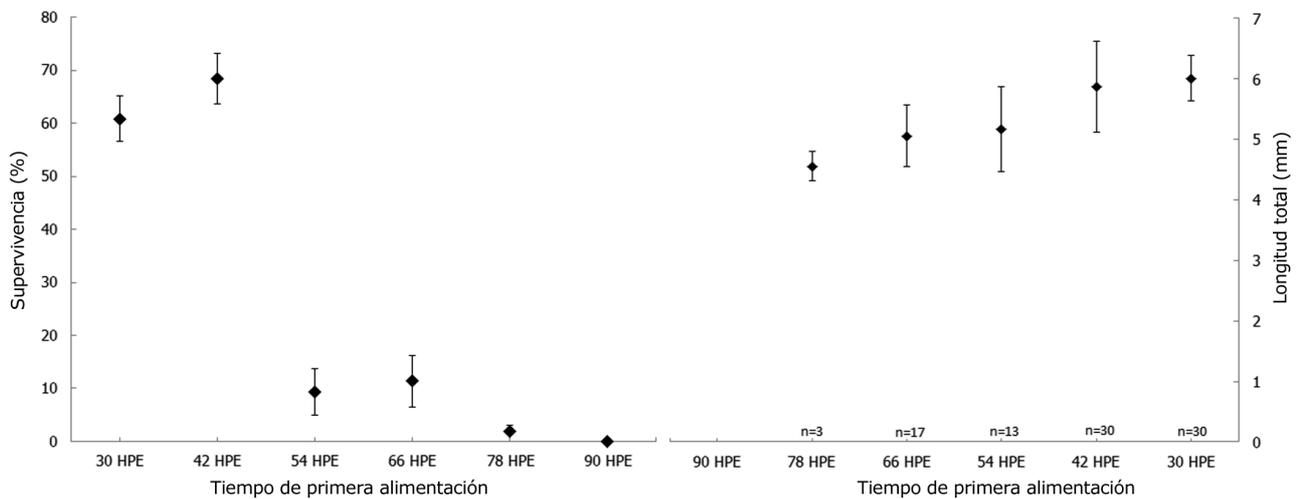


Figura 3. Tiempo de primera alimentación, media ± desviación estándar en supervivencia y longitud total registrada al día 10 de cultivo en larvas de *C. nebulosus* / Time at first feeding, mean ± standard deviation in survival and total length after 10 days of culture in larvae of *C. nebulosus*

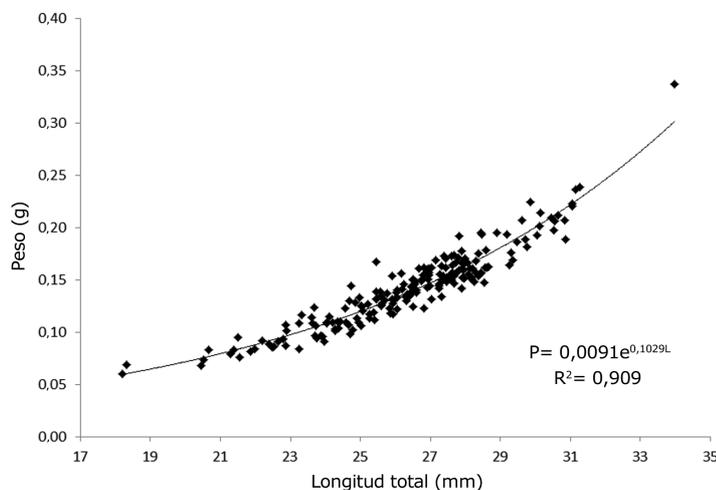


Figura 4. Relación peso longitud de larvas de *C. nebulosus* al día 26 de cultivo / Weight-length ratio of larval of *C. nebulosus* at 26 days of culture

Los dientes aparecieron entre los días 6 y 7 PE y el canibalismo se observó a partir de los días 8 y 9 PE. Para el día 10, la incidencia del canibalismo fue alta, al sifonear el tanque se colectaron 6,000 larvas muertas con signos de haber sufrido ataques por canibalismo, cuyo número se incrementó día a día hasta alcanzar 15,000 larvas muertas (día 15), que fue el número más alto registrado. La flexión se terminó entre el día 13 y 14 después de la eclosión y la metamorfosis fue completa entre los días 18 y 19 después de la eclosión. Para el día 20 PE, todas las larvas presentaron su complejo hipural completamente formado y la supervivencia larvaria se observó severamente afectada, principalmente por el canibalismo.

En uno de los tanques se cosecharon 1.011 juveniles (con un peso húmedo de $0,13 \pm 0,04$ g y LT de $25,3 \pm 2,6$ mm), en el que se obtuvo una supervivencia de 0,4%, una densidad y biomasa finales de 0,25 juveniles L^{-1} y 0,03 kg m^{-3} , respectivamente. En el otro tanque se cosecharon 2,903 juveniles con un peso húmedo de $0,16 \pm 0,03$ g y LT de $27,4 \pm 1,9$ mm, con una supervivencia de 1,2%, una densidad y biomasa final de 0,5 juveniles L^{-1} y 0,08 kg m^{-3} respectivamente y una supervivencia de 1,2%. El coeficiente de variación para el peso en cada tanque fue de 29,7 y 10,1% y el de la LT fue de 18,1 y 6,9%, respectivamente.

DISCUSIÓN

REPRODUCTORES Y DESOVE

El presente estudio es el primero que se realiza en la corvina pinta en México y reviste gran importancia por aportar diversos conocimientos sobre los aspectos básicos de la maduración y desove en cautiverio de la especie, así como las características del desarrollo embrionario y primeras fases larvales. Estos conocimientos permitirán avanzar en el desarrollo de una tecnología de producción masiva de juveniles de esta especie con alta potencialidad para su cultivo, aspecto esencial para poder lograr producciones de peces por cultivo hasta la talla comercial (Alvarez-Lajonchere *et al.* 2007).

Se tienen reportes del uso de tratamientos hormonales para inducir el desove de la corvina pinta (Colura 1974, Taniguchi 1982, Thomas & Boyd 1989) y otras especies de corvinas (Haydock 1971, Prentice & Thomas 1987, Thomas & Boyd 1988, Thomas *et al.* 1994, Sink *et al.* 2010), con buenos resultados, especialmente para mejorar el control y la sincronización del desove, para incrementar la producción de huevos. Sin embargo se ha logrado controlar el ciclo completo de la reproducción con

tratamientos de fotoperiodo y temperatura en *Sciaenops ocellatus* (Linnaeus 1766), para lograr desoves todo el año (Arnold 1988, Roberts 1990), mientras que Arnold (1984) reportó desoves continuos por 27 meses en la corvina pinta.

Es importante haber logrado la maduración y desove espontáneo de los reproductores aclimatados al cautiverio, lo cual coincide con lo logrado en diversas especies de corvinas (Arnold *et al.* 1976, 1977; Colura *et al.* 1976, Chen *et al.* 2006), siendo este el primer paso importante para el control de la producción masiva de juveniles de alta calidad.

Se han documentado diferencias en diversos aspectos reproductivos en el medio natural en ejemplares de *C. nebulosus* provenientes de distintos sitios, tales como la duración del periodo de desove, fecundidad parcial, frecuencia de los desoves y tallas de primera maduración. Estas variaciones no solo han sido atribuidas a diferencias de temperatura (Brown-Peterson & Thomas 1988), sino también al origen geográfico o poblacional de los reproductores y a la salinidad (Banks *et al.* 1991, Brown-Peterson *et al.* 2002). Por lo anterior, los resultados del presente estudio pudieran ser importantes, ya que podrían dar una idea cercana a lo que estaría pasando con la población local que en lo futuro podría ser objeto de cultivo controlado.

Los reportes de las corvinas sobre el periodo de desove en cautiverio varían desde las 9 semanas (Epifanio *et al.* 1988) hasta los 4 a 7 meses (Johnson & Seaman 1986, Barbieri *et al.* 1994, Kupschus 2004, Aalbers 2008, Sink *et al.* 2010). En el caso de *C. nebulosus* se han reportado hasta 13 meses de desoves consecutivos en cautiverio a 26°C (Arnold *et al.* 1977). Hay reportes de otras especies de corvinas con desoves durante 2, 4 o más noches consecutivas (Epifanio *et al.* 1988, Aalbers 2008).

De acuerdo a Fable *et al.* (1978), Moser *et al.* (1983) y Holt *et al.* (1988), el diámetro de los huevos y gotas de aceite en otras especies de corvinas son similares o ligeramente superiores a los obtenidos en este estudio; sin embargo hay especies como la corvina roja, *Sciaenops ocellatus* (Roberts *et al.* 1978, Holt 1990), la corvina blanca, *Atractoscion nobilis* (Ayes, 1860) (Moser *et al.* 1983) y la totoaba, *Totoaba macdonaldi* (Gilbert, 1890) (True 2012), que presentan huevos de mayor diámetro, similar a otras especies tropicales *Chanos chanos* (Forsskål, 1775) (sabalote), *Lates calcarifer* (Bloch, 1790) (barramundi) y *Siganus canaliculatus* (Park, 1797) (pez conejo) (Bagarinao 1986).

El tiempo de incubación fue similar al reportado en otros estudios con la corvina pinta (Colura 1974, Rotman *et al.* 2005) y otras especies de corvinas (Holt 1990, Holt *et al.* 1990, Colura *et al.* 1991, True 2012), excepto el reporte de Sink *et al.* (2010) para la corvina del Atlántico, *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) con 3 a 5 h adicionales de duración, de acuerdo a la temperatura. El tamaño de larvas a la eclosión fue similar a otros reportes de la especie (Fable *et al.* 1978, Johnson & Seaman 1986) o superior (Colura 1974) e inferiores a los de corvina roja (Roberts *et al.* 1978, Holt 1990), la corvina blanca (Moser *et al.* 1983) y la totoaba (True 2012), con una correlación positiva respecto al diámetro de los huevos, como en muchas especies de peces marinos (Shirota 1970, Bagarinao 1986). Los resultados indican que la corvina pinta puede desovar espontáneamente de forma continua durante 4 meses con huevos de la calidad requerida para realizar el cultivo de sus larvas.

CONSUMO DEL VITULO

La presente investigación comprobó que la absorción del vitelo fue más rápida durante las primeras 24 h, como ocurre en muchas especies tropicales (Kuo *et al.* 1973, Houde *et al.* 1976). La tasa de absorción del vitelo y la eficiencia de su utilización son parte importante en las primeras fases del desarrollo, crecimiento y supervivencia de las larvas (Alvarez-Lajonchère & Hernández-Molejón 2001). El vitelo y la mayor parte de la gota de aceite se consumieron durante las primeras 48 h, lo cual coincide con otros reportes de la corvina pinta (Colura 1974), otras especies de corvinas (Epifanio *et al.* 1988, Holt 1990) y en especies tropicales como el pargo rojo de mangle, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskål, 1775) (Doi & Singhagrainwan 1993), el robalo chucumite, *Centropomus parallelus* Poey, 1860, (Alvarez-Lajonchère *et al.* 2004), y la cobia, *Rachycentron canadum* (Linnaeus, 1766) (Benetti *et al.* 2008) y algunas subtropicales (Bagarinao 1986, Houde 1974). Lo anterior se diferencia de las especies de aguas frías en que el periodo puede variar entre 23 y 42 días, para el bacalao, *Gadus morhua* Linnaeus, 1758, (Finn *et al.* 1995) y el lenguado del Atlántico *Hippoglossus hippoglossus* (Linnaeus, 1758), (Harboe *et al.* 1994), respectivamente.

La tasa y eficiencia de absorción del vitelo están determinadas principalmente por diversos factores, que involucran tanto a los reproductores (características poblacionales y condiciones durante la maduración sexual, especialmente su nutrición), como características ambientales en la cría larval (Alvarez-Lajonchère &

Hernández-Molejón 2001), lo cual debe ser objeto de futuros estudios en la población local de corvina pinta. De acuerdo a la definición de Blaxter & Hempel (1963) del punto de no retorno, Lasker *et al.* (1970) determinaron que en la anchoa *Engraulis mordax*, (Girard, 1854), se podía demorar el suministro de alimento hasta 1,5 días después de terminarse el vitelo sin incrementar la mortalidad. En el sabalote (*Chanos chanos*) el punto de no retorno fue de 78 h con el 99% del vitelo reabsorbido; en barramundi (*Lates calcarifer*) y pez conejo (*Siganus guttatus*) fue después de las 56 h (dentro de las 24 h de la pigmentación de los ojos) (Bagarinao 1986).

Entre los factores ambientales en la cría larval que más influyen en la absorción del vitelo se encuentra la temperatura (Houde 1974, Bagarinao 1986, Gray & Colura 1988). McGurk (1984) calculó una ecuación con los datos de 25 especies de peces marinos pelágicos, considerando la temperatura de cría larval y el logaritmo natural del periodo desde la fecundación hasta el punto de no retorno, con una correlación de $r = 0,91$. Sin embargo, en el sabalote, barramundi y pez conejo se sobrestimó en 24 h (Bagarinao 1986). En general las mejores condiciones ambientales para la incubación y cría de los primeros estadios larvales se corresponden con las que caracterizan las áreas de desove natural (Alvarez-Lajonchère & Hernández-Molejón 2001). En el caso de la corvina pinta y otras especies de corvinas, las temperaturas más empleadas para el desove y la cría larval en sistemas controlados se encuentran entre 25 y 29°C (Colura 1974, Holt 1990, Holt *et al.* 1990, Colura *et al.* 1991, Kupschus 2004, Rotman *et al.* 2005, True 2012), aunque se han reportado resultados significativos a temperaturas de 24°C o menos (Arnold *et al.* 1977, Roberts *et al.* 1978, Sink *et al.* 2010).

CULTIVO LARVARIO

Las larvas obtenidas fueron de buena calidad, de acuerdo a los porcentajes de fecundación y eclosión, así como por su supervivencia a la primera alimentación. Lo anterior, unido al crecimiento logrado por las larvas en ese primer periodo de cultivo, permiten estimar que no hubo dificultades significativas en el ambiente larval, ya que la longitud promedio a la primera alimentación en el periodo de no retorno (4,6 mm) fue 6,4 veces el diámetro de los huevos y 2,5 veces la talla de las larvas recién eclosionadas. Las tallas a la primera alimentación fueron mayores que las reportadas por Shirota (1970) en *Sardinops melanosticta* (Temminck & Schlegel, 1846), *Katsuwonus pelamis* (Linnaeus, 1758), y *Thunnus albacares* (Bonnaterre, 1788), cuyas proporciones

estimadas se cumplieron en sabalote, barramundi y pez conejo (Bagarinao 1986).

Respecto a los factores ambientales en general, es importante que correspondan a los intervalos adecuados para lograr un desarrollo larval armónico, donde la utilización del vitelo y la gota de aceite sea óptima y que los cambios morfológicos generalmente no sincrónicos, relacionados con el inicio de la alimentación exógena (la pigmentación de los ojos, boca funcional, formación del tracto digestivo, aparición de los movimientos peristálticos y formación de las aletas pectorales) se realicen antes de que se termine de consumir el vitelo y/o la gota de aceite, o como máximo que ocurran antes de alcanzar el punto de no retorno, de forma tal que las larvas logren iniciar y establecer su nutrición exógena para asegurar una alta supervivencia (Houde 1974, Santerre & May 1977, Fukuhara 1990, Polo *et al.* 1991, Doi & Singhagraiwan, 1993, Alvarez-Lajonchere & Hernández-Molejón 2001). En los experimentos realizados se logró el desarrollo morfológico adecuado para iniciar la alimentación antes de las 48 h con el desarrollo morfológico requerido, cumpliendo lo recomendado por Houde (1974). Este umbral fue superior al margen estimado para la anchoa de bahía, *Anchoa mitchilli* (Valenciennes, 1848), similar al del lenguado lineado *Achirus lineatus* (Linnaeus, 1758), e inferior al del espárido *Archosargus rhomboidalis* (Linnaeus, 1758) y también inferior a los márgenes de seguridad para el sabalote, barramundi y pez conejo reportados por Bagarinao (1986).

Es necesario tomar en cuenta las horas luz del fotoperiodo al que estén sometidas las larvas en los casos en que se trabaje con fotoperiodo normal, los fotoperiodos menores a 12 h luz reducen el periodo de alimentación, lo que puede provocar llegar al punto de no retorno antes de que las larvas hayan alcanzado una alimentación constante, por lo cual en algunas tecnologías se recomienda utilizar fotoperiodo de 24 h en los primeros días de cultivo (Alvarez-Lajonchère & Hernández-Molejón 2001). Por ejemplo, el sabalote debe ser alimentado entre las 54 y 78 h después de la eclosión, mientras que el barramundi y el pez conejo entre las 32 y 56 h de la eclosión (Bagarinao 1986); plazos mayores que las 42 h para el punto de no retorno en la corvina pinta. En general, las larvas de peces tropicales deben tener el alimento disponible durante las 24 h de haberseles abierto la boca, pigmentado los ojos y un desarrollo funcional de órganos, para asegurar una alta supervivencia (Houde 1974, Bagarinao 1986, Alvarez-Lajonchère & Hernández-Molejón 2001).

En el crecimiento inicial de las larvas durante las primeras horas, se presentó una disminución de LT, lo cual también ha sido reportado para otras especies de peces costeros tropicales como el pargo rojo de mangle (*Lutjanus argentimaculatus*) (Doi & Singhagraiwan 1993) y el róbalo chucumite (*Centropomus parallelus*) (Alvarez-Lajonchere & Hernández-Molejón 2001). En relación con lo anterior, Lasker (1962) reportó un incremento en la demanda energética de las larvas de la sardina del Pacífico (*Sardinops caerulea*) (Girard 1854), al final del período de absorción del vitelo y antes del inicio de la alimentación exógena, la cual crea un déficit debido a que la absorción del vitelo no puede cubrir dicha demanda y ello provoca una reabsorción de tejidos larvales. Hay un concepto de periodo crítico asociado a etapas de alta mortalidad, especialmente las que coinciden con el inicio de la alimentación exógena, tanto en biología pesquera como en acuicultura (May 1973), aunque actualmente se ha ampliado a cualquier período de altas mortalidades (Kinne 1977).

Una de las principales causas de mortalidad de las larvas se debió al canibalismo. El canibalismo comenzó muy temprano (entre el día 9 y 10), tal y como se ha reportado para la corvina pinta (Fable *et al.* 1978) y para otras especies de corvinas (Arnold *et al.* 1977) y de peces marinos carnívoros (Hecht & Pienaar 1993), a pesar de que se suministró el alimento artificial junto con el alimento vivo temprano, lo cual ha reducido el canibalismo en otras especies (Rosenlund *et al.* 1997, Alvarez-Lajonchere *et al.* 2002).

El incremento en las diferencias de tallas con el crecimiento en el presente trabajo, característica típica de diversas especies carnívoras (Edwards & Henderson 1987, Dowd & Clarke 1989, Parazo *et al.* 1991, Alvarez-Lajonchere *et al.* 2002) debe haber contribuido a establecer jerarquías de tallas y con ello el surgimiento del canibalismo. La diferencia de tallas fue mayor al 50%, lo cual rebasó las diferencias reportadas para la especie por Rotman *et al.* (2005) y fueron notablemente superiores a las recomendaciones del 33% para algunas especies carnívoras (Edwards & Henderson 1987, Dowd & Clarke 1989, Parazo *et al.* 1991).

Como el canibalismo es considerado causa y a la vez efecto de la variabilidad en las tallas (Hecht & Pienaar 1993), con lo cual se presenta un reforzamiento de ambos factores, es sumamente importante reducir la diferencias en tallas de todas las formas efectivas y prácticas. Se recomienda aplicar la mayor parte de las recomendaciones de Hecht & Pienaar (1993) y Manley *et al.* (2014), para evitar que las

larvas de mayor talla se beneficien de las condiciones de cría, especialmente los relacionados con los factores ambientales y su manejo, así como los relacionados con el régimen de alimentación y la separación por tallas frecuente (cada 4-7 días) y desde la segunda semana dentro del propio tanque de larvas, como se aplicó para el pargo flamenco *Lutjanus guttatus* por Alvarez-Lajonchere *et al.* (2012).

En el régimen de utilización del alimento vivo se recomienda extender el suministro de rotíferos y de microalgas, incrementando en ambos su concentración en los tanques de larvas, iniciar más temprano el suministro de *Artemia* y, especialmente, suministrar copépodos para cubrir más adecuadamente los requerimientos nutricionales y se logre una mayor tasa de supervivencia y crecimiento (Taniguchi 1982, Johnson & Seaman 1986, Colura *et al.* 1992), tratando de alcanzar no menos de 1-2 copépodos mL⁻¹ (Holt 1990) o mejor hasta 3-5 mL⁻¹ (Alvarez-Lajonchère *et al.* 2012).

Las bajas supervivencias alcanzadas indican la necesidad de estudios posteriores dirigidos a optimizar el manejo ambiental y el régimen de alimentación, con el objeto de lograr supervivencias similares a las obtenidas para la corvina pinta (Rotman *et al.* 2005) y otras especies de corvinas (Holt 2005) en otras regiones.

AGRADECIMIENTOS

A Patricia Balam, Iveth G. Palomino-Albarran, Jaime Suarez Bautista por su apoyo durante este estudio. A CONACyT por la beca posdoctoral al primer autor y a la facultad de ciencias de la UNAM campus sisal por el soporte para realizar este trabajo.

LITERATURA CITADA

- Aalbers SA. 2008.** Seasonal, diel, and lunar spawning periodicities and associated sound production of White seabass (*Atractoscion nobilis*). *Fishery Bulletin* 106: 143-151.
- Alvarez-Lajonchère L & OG Hernández-Molejón. 2001.** Producción de juveniles de peces estuarinos para un Centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías, 424 pp. The World Aquaculture Society, Baton Rouge.
- Alvarez-Lajonchère L, VR Cerqueira & M dos Reis. 2002.** Desarrollo embrionario y primeros estadios larvales del robalo chucumite, *Centropomus parallelus* Poey (Pisces, Centropomidae) con interés para su cultivo. *Hidrobiológica* 12: 89-99.
- Alvarez-Lajonchère L, VR Cerqueira, ID Silva, J Araujo & M dos Reis. 2004.** First basis for a sustained juvenile production technology of fat snook *Centropomus parallelus* Poey. *Hidrobiológica* 14: 37-45.
- Alvarez-Lajonchère L, MA Reina-Cañez, MA Camacho-Hernández & S Kraul. 2007.** Design of a pilot-scale tropical marine finfish hatchery for a research center at Mazatlán, Mexico. *Aquacultural Engineering* 36: 81-96.
- Alvarez-Lajonchère L, MI Abdo de la Parra, LE Rodríguez-Ibarra, G Velasco-Blanco, A Puello-Cruz, B González-Rodríguez, N García-Aguilar, A Ibarra-Soto & L Ibarra-Castro. 2012.** Scale-up of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, larval rearing at Mazatlan, Mexico. *Journal of the World Aquaculture Society* 43(3): 411-422.
- Arnold CR. 1984.** Maturation and spawning of marine fish. In: Sindermann CJ (ed). *Proceedings of the seventh US-Japan meeting on aquaculture, marine finfish culture held at Tokyo, Japan, October 3-4, 1978.* NOAA Technical Report NMFS 10: 25-27.
- Arnold CR. 1988.** Controlled year-round spawning of red drum *Sciaenops ocellatus* in captivity. *Contributions in Marine Science* 30(Suppl): 65-70.
- Arnold CR, WH Bailey, TD Williams, A Johnson & JL Lasswell. 1976.** Laboratory spawning and larval rearing of red drum and southern flounder. *Proceedings Annual Conference of the Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies* 31: 437-440.
- Arnold CR, JL Lasswell, WH Bailey, TD Williams & WA Fable Jr. 1977.** Methods and techniques for spawning and rearing spotted seatrout in the laboratory. *Proceedings Annual Conference of the Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies* 30: 167-178.
- Arul V. 1991.** Effect of temperature on yolk utilization of *Channa striatus*. *Journal of Thermal Biology* 16: 1-5.
- Bagarinao T. 1986.** Yolk resorption, onset of feeding and survival potential of larvae of three tropical marine fish species reared in the laboratory. *Marine Biology* 91: 449-459.
- Banks MA, GJ Holt & JM Wakeman. 1991.** Age-linked changes in salinity tolerance of larval spotted sea trout (*Cynoscion nebulosus*). *Journal of Fish Biology* 39: 505-514.
- Barbieri LR, ME Chittenden Jr & SK Lowerre-Barbieri. 1994.** Maturity, spawning, and ovarian cycle of Atlantic croaker, *Micropogonias undulatus*, in the Chesapeake Bay and adjacent coastal waters. *Fishery Bulletin* 92: 671-685.
- Benetti DD, B Sardenberg, A Welch, R Hoening, MR Orhun & I Zink. 2008.** Intensive larval husbandry and fingerling production of cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture* 281: 22-27.
- Blaxter JHS & G Hempel. 1963.** The influence of egg size on herring larvae (*Clupea harengus* L.). *Journal du Conseil International Pour L'Exploration de la Mer* 28: 211-244.
- Brown-Peterson N & P Thomas. 1988.** Differing reproductive life histories between temperate and subtropical groups of *Cynoscion nebulosus*. *Contributions in Marine Science* 30 (Suppl.): 71-78.

- Brown-Peterson NJ, MS Peterson, DL Nieland, MD Murphy, RG Taylor & JR Warren. 2002.** Reproductive biology of female spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus* in the Gulf of Mexico: differences among estuaries? *Environmental Biology of Fishes* 63: 405-415.
- Chen MF, JA Apperson, GD Marty & YW Cheng. 2006.** Cooper sulfate treatment decreases hatchery mortality of larval white seabass *Atractoscion nobilis*. *Aquaculture* 254: 102-114.
- Colura RL. 1974.** Induced spawning of the spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus* (Cuvier). Proceedings of the Annual Meeting, World Mariculture Society 5: 319-330.
- Colura RL, A Henderson-Arzapalo & AF Maciorowski. 1991.** Culture of red drum. In: McVey IJ (ed). Handbook of mariculture 2. Finfish aquaculture, pp. 149-166. CRC Press, Boca Raton.
- Colura RL, BT Hysmith & RE Stevens. 1976.** Fingerling production of striped bass (*Morone saxatilis*), spotted seatrout (*Cynoscion nebulosus*), and red drum (*Sciaenops ocellatus*) in saltwater ponds. Proceedings of the Annual Meeting, World Mariculture Society 7: 79-92.
- Colura RL, TL King, JD Gray & BW Bumgardner. 1992.** Analyses of six years of spotted seatrout (*Cynoscion nebulosus*) pond culture trials. *Aquaculture* 107: 313-332.
- Doi M & T Singhgraiwan. 1993.** Biology and culture of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, 51 pp. The Research Project of Fishery Resource Development in the Kingdom of Thailand, the Eastern Marine Fisheries Development Center (EMDEC) / Japan International Cooperation Agency (JICA), Bangkok.
- Dowd CE & ME Clarke. 1989.** An experimental investigation of cannibalism in hatchery-reared juvenile redbfish (*Sciaenops ocellatus*) and snook (*Centropomus undecimalis*). In: Blaxter JHS, JC Gamble & H von Westernhagen (eds). The early life history of fish. The third ICES Symposium, Bergen, 3-5 October 1988, 191: 1-486.
- Edwards RE & BD Henderson. 1987.** An experimental hatchery project: studies of propagation, culture and biology of snook (*Centropomus undecimalis*). Proceedings of Gulf Caribbean Fisheries Institute 38: 211-221.
- Epifanio CE, D Goshorn & TE Targett. 1988.** Induction of spawning in the weakfish, *Cynoscion regalis*. *Fishery Bulletin* 86: 168-171.
- Eschmeyer WN. 2014.** Catalog of fishes: genera, species, references. <<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp>>
- Fable WA Jr, TD Williams & CR Arnold. 1978.** Description of reared eggs and young larvae of the spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*. *Fishery Bulletin* 76: 65-71.
- FAO 2014.** El estado mundial de la pesca y la acuicultura (SOFIA), 253 pp. Departamento de Pesca y Acuicultura, FAO, Roma. <<http://www.fao.org/fishery/sofia/es>>
- Finn RN, HJ Fyhn & MS Evjen. 1995.** Physiological energetics of developing embryos and yolk-sac larvae of Atlantic cod (*Gadus morhua*). I. Respiration and nitrogen metabolism. *Marine Biology* 124:355-369
- Fukuhara O. 1990.** Effects of temperature on yolk utilization, initial growth, and behavior of unfed marine fish-larvae. *Marine Biology* 106: 169-174.
- Gray JD & RL Colura. 1988.** A preliminary analysis of the effects of temperature and salinity on hatching of spotted seatrout. Management Data Series, Texas Parks and Wildlife Department 148: 1-13.
- Harboe T, I Huse & G Øie. 1994.** Effects of egg disinfection on yolk sac and first feeding stages of halibut (*Hippoglossus hippoglossus L.*) larvae. *Aquaculture* 119: 157-165.
- Haydock I. 1971.** Gonad maturation and hormone-induced spawning of the Gulf croaker, *Bairdiella icistia*. *Fishery Bulletin* 69: 157-180.
- Hecht T & AG Pienaar. 1993.** A review of cannibalism and its implications in fish larviculture. *Journal of the World Aquaculture Society* 24(2): 246-261.
- Helser TE, RE Condrey & JP Geaghan. 1993.** Spotted seatrout distribution in four coastal Louisiana estuaries. *Transactions of the American Fisheries Society* 122: 99-111.
- Holt GJ. 1990.** Growth and development of red drum eggs and larvae. In: Chamberlain GW, RJ Miget & MG Haby (eds). Red drum aquaculture. Texas A&M Sea Grant College Program TAMU-SG-90-603: 46-50.
- Holt GJ. 2005.** Red drum aquaculture. *American Fisheries Society Symposium* 46: 457-463.
- Holt GJ, CR Arnold & CM Riely. 1990.** Intensive culture of larval and post larval red drum. In: Chamberlain GW, RJ Miget & MG Haby (eds). Red drum aquaculture. Texas A&M Sea Grant College Program TAMU-SG-90-603: 53-56.
- Holt SA, GJ Holt & L Young-Abel. 1988.** A procedure for identifying sciaenid eggs. *Contribution in Marine Science, Suppl.* 30: 99-107.
- Houde ED. 1974.** Effects of delayed feeding on growth and survival of larvae of three species of subtropical marine fishes. *Marine Biology* 26: 271-285.
- Houde ED, SA Berkeley, JJ Klinovsky & RC Schekter. 1976.** Culture of the larvae of the white mullet, *Mugil curema Valenciennes*. *Aquaculture* 8: 365-370.
- Johnson DR & W Seaman Jr. 1986.** Species profiles: life histories and environmental requirements of coastal fishes and invertebrates (South Florida). Spotted seatrout. U.S. Fish Wildlife Service Biological Report 82(11.43). U.S. Army Corps of Engineers, TR EL-82-4: 1-18.
- Kinne O. 1977.** Marine ecology 3. Cultivation, Part 2: 1-1293, John Wiley & Sons, New York.

- Kucera CJ, CK Faulk & GJ Holt. 2002a.** The effect of spawning salinity on eggs of spotted seatrout (*Cynoscion nebulosus*, Cuvier) from two bays with historically different salinity regimes. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 272: 147-158.
- Kucera CJ, CK Faulk & GJ Holt. 2002b.** The effect of parental acclimation to spawning salinity on the survival of larval *Cynoscion nebulosus*. *Journal of Fish Biology* 61: 726-738.
- Kuo CM, ZH Shehadeh & KK Milisen. 1973.** A preliminary report on the development, growth and survival of laboratory rear larvae of the grey mullet, *Mugil cephalus* L. *Journal of Fish Biology* 5: 459-470.
- Kupschus S. 2004.** A temperature-dependent reproductive model for spotted seatrout (*Cynoscion nebulosus*) explaining spatio-temporal variations in reproduction and young-of-the-year recruitment in Florida estuaries. *ICES Journal of Marine Science* 61: 3-11.
- Lasker R. 1962.** Efficiency and rate of yolk utilization by developing embryos and larvae of the Pacific sardine *Sardinops caerulea* (Girard). *Journal of the Fisheries Research Board Canada* 19: 867-875.
- Lasker R, HM Feder, GH Theilacker & RC May. 1970.** Feeding, growth, and survival of *Engraulis mordax* larvae reared in the laboratory. *Marine Biology* 5: 345-353.
- Lemus JT, RB Blaylock, A Apeitos & JM Lotz. 2010.** Short-term effects of first-prey type and number on survival and growth of intensively cultured spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus* (Sciaenidae), larvae. *Journal of the World Aquaculture Society* 41: 455-463.
- Manley CB, CF Rakocinski, PG Lee & RB Blaylock. 2014.** Stocking density effects on aggressive and cannibalistic behaviors in larval hatchery-reared spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*. *Aquaculture* 420-421: 89-94.
- May RC. 1973.** Larval mortality in marine fishes and the critical period concept. In: Blaxter JHS (ed). *The early life history of fishes*, pp. 3-19. Springer-Verlag, Berlin.
- McGurk MD. 1984.** Effects of delayed feeding and temperature on the age of irreversible starvation and on the rates of growth and mortality of Pacific herring larvae. *Marine Biology* 84: 13-26.
- Moser HG, DA Ambrose, MS Busby, JL Butler, EM Sandknop, BY Sumida & EG Stevens. 1983.** Description of early stages of White seabass, *Atractoscion nobilis*, with notes on distribution. *CALCOFI Report* 24: 182-193.
- Nelson JS. 2006.** *Fishes of the world*, 601 pp. John Wiley & Sons, Hoboken.
- Parazo M, EM Avila & DM Reyes Jr. 1991.** Size and weight dependent cannibalisms in hatchery bred sea bass (*Lates calcarifer* Bloch). *Journal of Applied Ichthyology* 7(1): 1-7.
- Polo A, M Yúfera & E Pascual. 1991.** Effects of temperature on egg and larval development of *Sparus aurata* L. *Aquaculture* 92: 367-375.
- Prentice JA & P Thomas. 1987.** Successful spawning of orangemouth corvina following des-Gly', [D-Ala'] - luteinizing hormone-releasing hormone (I-9)-ethylamide and pimozone injection. *The Progressive Fish Culturist* 49: 66-69.
- Roberts DE Jr. 1990.** Photoperiod/temperature control in the commercial production of red drum (*Sciaenops ocellatus*) eggs. In: Chamberlain GW, RJ Miget & MG Haby (eds). *Red drum aquaculture*. Texas A&M Sea Grant College Program TAMU-SG-90-603: 35-43.
- Roberts DE, LA Morey III, GE Henderson & KR Halscott. 1978.** The effects of delayed feeding, stocking and density on the survival, growth and production of larval red drum (*Sciaenops ocellata*). *Proceedings of the annual meeting, World Mariculture Society* 9: 333-343.
- Rosenlund G, J Stoss & C Talbot. 1997.** Co-feeding marine fish larvae with inert and live diets. *Aquaculture* 155: 183-191.
- Rotman FJ, DD Benetti, E Demicco & MR Orhun. 2005.** Larval rearing of spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus* (Sciaenidae), using probiotics as microbial control agent. *Journal of Aquaculture in the Tropics* 20(2): 175-184.
- Santerre MT & RC May. 1977.** Some effects of temperature and salinity on laboratory reared eggs and larvae of *Polydactylus sexfilis* (Pisces: Polynemidae). *Aquaculture* 10: 341-351.
- Shirota A. 1970.** Studies on the mouth size of fish larvae. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 36: 353-368.
- Simmons EG. 1957.** Ecological survey of the upper Laguna Madre of Texas. *Contributions in Marine Science* 4: 156-200.
- Sink TD, RJ Strangeb & RT Lochmann. 2010.** Hatchery methods and natural, hormone-implant-induced, and synchronized spawning of captive Atlantic croaker (*Micropogonias undulatus*) Linnaeus 1766. *Aquaculture* 307(1-2): 35-43.
- Taniguchi AK. 1982.** Growth efficiency estimates for laboratory-reared larval spotted seatrout fed microzooplankton or rotifers. In: Bryan CF, JV Conner & FM Truesdale (eds). *Proceedings of the Fifth Annual Larval Fish Conference*, pp. 6-11. Louisiana State University, Cooperative Fishery Research Unit, Baton Rouge.
- Thomas P & N Boyd. 1988.** Induced spawning of spotted seatrout, red drum and orangemouth corvina (Family: Sciaenidae) with luteinizing hormone-releasing hormone analog injection. *Contributions in Marine Science* 30(Suppl.): 43-47.
- Thomas P & NW Boyd. 1989.** Dietary administration of an LHRH analogue induces spawning of spotted seatrout (*Cynoscion nebulosus*). *Aquaculture* 80: 363-370.
- Thomas P, CR Arnold & GJ Holt. 1994.** Red drum and other Sciaenids. In: Bromage NR & RJ Roberts (eds). *Broodstock management and egg and larval quality*, pp. 118-137. Blackwell, Oxford.

True CD. 2012. Desarrollo de la biotecnia de cultivo de *Totoaba macdonaldi*. Tesis de Doctorado en Ciencias en Oceanografía Costera, Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada, México, 121 pp.

Vega-Cendejas ME & M Hernandez de Santillana. 2004. Fish community structure and dynamics in a coastal hypersaline lagoon: Rio Lagartos, Yucatan, México. Estuarine, Coastal and Shelf Science 60: 285-299.

Wisner BB, KL Mertz & TR Capo. 1996. Spawning frequency and egg production of captive spotted seatrout. The Progressive Fish Culturist 58: 140-142.

Wuenschel MJ & RG Werner. 2004. Consumption and gut evacuation rate of laboratory-reared spotted seatrout (Sciaenidae) larvae and juveniles. Journal of Fish Biology 65: 723.

Wuenschel MJ, RG Werner & DE Hoss. 2004. Effect of body size, temperature, and salinity on the routine metabolism of larval and juvenile spotted seatrout. Journal of Fish Biology 64(4): 1088-1102.

Recibido el 18 de diciembre de 2014 y aceptado el 19 de mayo de 2015

Editor: Claudia Bustos D.