

Estudios sobre el manejo e incubación de huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Pisces, Lutjanidae)

Studies in egg handling and incubation in the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Pisces Lutjanidae)

Leonardo Ibarra-Castro,¹ Landy Elizabeth Muñoz-Meza² y Luis Álvarez-Lajonchère³

¹ Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD), Unidad Mazatlán, Avenida Sábalo Cerritos S/N, Mazatlán, A.P. 711, Sinaloa, 82010, México

² Universidad de Guadalajara, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Carretera a Nogales, kilómetro 15.5, Las Agujas, Nextipac, Zapopan, Jalisco. 44600. México

³ Grupo Piscimar, Calle 41 No. 886, Nuevo Vedado, Plaza, La Habana. 10600. Cuba
e-mail: alajonchere@gmail.com

Ibarra-Castro L., L. E. Muñoz-Meza y L. Álvarez-Lajonchère. 2012. Estudios sobre el manejo e incubación de huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Pisces, Lutjanidae). *Hidrobiológica* 22(1): 49-57.

RESUMEN

La manipulación y la incubación de huevos de peces son procedimientos simples pero importantes en las tecnologías de producción de juveniles. Para determinar prácticas apropiadas de manejo y de incubación de los huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869), se realizaron tres experimentos en tanques cilindro-cónicos de fibra de vidrio de 100 L. Los huevos fueron incubados con y sin flujo de agua (30%/h), a dos densidades (250 huevos/L y 1000 huevos/L) y con o sin tratamiento profiláctico de formalina 10 ppm por una hora previo a la incubación. Los porcentajes de eclosión total y larvas vivas normales (larvas viables) al momento de la eclosión no fueron diferentes significativamente entre los tratamientos con flujo y sin flujo. Mientras que los porcentajes de larvas viables al momento de la eclosión y a las 48 h post-eclosión mostraron significativamente mejores resultados en el tratamiento sin flujo de agua. En la incubación a dos densidades todos los índices analizados fueron significativamente mejores en la densidad de 250 huevos/L, excepto en larvas viables a las 48 h post-eclosión. Los huevos con y sin tratamiento profiláctico, no presentaron diferencias significativas para todas las variables de supervivencia al momento de la eclosión y a las 48 h post-eclosión. La longitud total de larvas fue diferente significativamente entre cada uno de los tratamientos al momento de la eclosión y a las 48 h, excepto en la incubación sin flujo de agua. Las larvas de mayor tamaño se obtuvieron en el experimento con sobre tratamiento profiláctico.

Palabras clave: Incubación de huevos, *Lutjanus guttatus*, México.

ABSTRACT

Egg handling and incubation are short but important procedures in juvenile fish production technologies. To determine appropriate practices for egg handling and incubation in the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1969), three experiments were carried out in 100-L fiberglass conical cylinder tanks. Eggs were incubated with and without water flow (30% volume/h), at two densities (250 eggs/L and 1000 eggs/L), and with and without formaldehyde 10-ppm prophylactic treatment for 1-h prior to incubation. Total hatching and larvae survival percentages were not significantly different between the treatments with and without water flow, while results for larvae survival at hatching time and 48 h post-hatch stage were significantly better without water flow. For incubation at two different densities,

all examined performance indexes were significantly better at the lower density, except for larvae survival at 48 h after hatching. The eggs with and without prophylactic treatment were not significantly different in all analyzed survival indexes at hatching time and 48 h post-hatch. Total length was significantly different in all treatments at hatching time and 48 h post-hatch, except in the incubation without water flow. The longest larvae were obtained in the experiment with prophylactic treatment.

Key words: Egg incubation, *Lutjanus guttatus*, Mexico.

INTRODUCCIÓN

La incubación de los huevos de peces y la cría de las larvas son aspectos que, a pesar de estar separados en tiempo respecto a la maduración y desove, están íntimamente relacionados entre sí. Por lo anterior, sin importar los métodos de obtención de los huevos, el éxito en la eclosión y supervivencia larval dependerá de la manipulación y la incubación de éstos (Álvarez-Lajonchère & Hernández Molejón, 2001). En general, el periodo embrionario de los huevos de peces tropicales es corto, de aproximadamente 24-36 h o menos, por lo cual, en huevos que se obtengan por desove natural, comúnmente nocturno, lo más usual es su colecta en horas de la mañana, cuando ya los embriones se encuentran en un estadio avanzado de su desarrollo, usualmente con la cola formada aunque despegada (Holt, 1990, 2005).

Es importante tener en cuenta que se deben estimar los mejores procedimientos y parámetros ambientales para el desarrollo adecuado de los embriones, evitando daños mecánicos y cambios bruscos en las condiciones ambientales, y a la vez que resulten eficientes en su producción y costos, que además facilite las operaciones en la larvicultura, en la cual los organismos son aún más sensibles.

Los factores ambientales más adecuados para la incubación comúnmente son los mismos en que se han producido los desoves y similares a los que caracterizan los sitios naturales de desove en agua oceánica. En el caso de los pargos (Familia Lutjanidae) usualmente la incubación se realiza en agua de 33-35‰ de salinidad, con buena aireación e incluso flujo de agua, con niveles de oxígeno ≥ 6 mg/L y saturación del 90-100%, que aseguran la flotabilidad y el intercambio gaseoso, para obtener así larvas con alta viabilidad (Álvarez-Lajonchère & Hernández Molejón, 2001).

Los procedimientos de manipulación de los huevos deben realizarse en el momento en que los huevos son más resistentes, usualmente después del cierre del blastoporo (Blaxter, 1981; Kjorsvik & Holmefjord, 1995). En el sabalote *Chanos chanos* (Forsskål, 1775), Hilomen-García (1998) señaló que la menor sensibilidad a los choques mecánicos tiene lugar cuando la cabeza y la cola de los embriones son claramente distinguibles y hasta el momento en que ambas comienzan a separarse del vitelo y los latidos del corazón y movimientos del embrión no son percibidos dentro del huevo, esto es 2-5 h antes de la eclosión.

El método usual para la colecta de los huevos desovados naturalmente utiliza colectores de malla de abertura y dimensio-

nes adecuadas para retener los huevos de la especie en estudio. Normalmente, el colector es colocado en el reboso de los tanques de desove, de donde se extraen los huevos en los estadios más resistentes al manejo. La manipulación incluye métodos de limpieza con agua tratada con UV, controles de viabilidad y estimación de su número, la separación de los huevos flotantes (que son los fertilizados y viables), tratamientos profilácticos y su posterior incubación (Moretti *et al.*, 1999).

El objetivo del presente estudio fue examinar algunos de los procedimientos de manipulación e incubación de los huevos del pargo flamenco, *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) para obtener mejores índices de eficiencia en la obtención de larvas viables, en una especie que ha sido bien valorada para el cultivo (Avilés-Quevedo & Mazón-Suástegui, 1996; Benetti & Wilson, 1996).

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención de los huevos. Los huevos fertilizados del pargo flamenco se obtuvieron de un banco de reproductores en el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD, A.C.) de Mazatlán, México. Los desoves fueron obtenidos de la reproducción espontánea de los reproductores en el pargo flamenco, mantenidos en condiciones naturales de fotoperiodo y temperatura en tanques de fibra del vidrio de 3.5 m de diámetro y 1.8 m de profundidad (18 m³). Los huevos fueron recogidos por la mañana, cuando los huevos tenían 12-14 h después de la fecundación. Todos los huevos se extrajeron de los colectores dispuestos en los rebosos de los tanques. El número de huevos flotantes y no flotantes se estimó volumétricamente con una probeta de 500 mL y la aplicación de una ecuación previamente calculada por Ibarra-Castro & Álvarez-Lajonchère (2011):

$$E = -18.648 D + 16645; p = 0.05, r^2 = 0.9013.$$

Donde E es el número total de huevos en 1 mL y D es el diámetro promedio de 50 huevos, medidos de cada desove con un microscopio estereoscópico equipado con un micrómetro ocular y una precisión de 25 μ m. Posteriormente los huevos flotantes fueron lavados con agua tratada y transferidos a los tanque experimentales.

Experimentos de incubación. El agua de mar para los experimentos fue tratada con filtros de arena a presión, seguidos de un filtro de cuatro cartuchos de 16 μ m de retención relativa antes

de pasar por una lámpara UV de flujo continuo (≥ 60 mJ/cm²) y finalmente una filtración fina con cartuchos de línea de 5 y 1 μ m de retención absoluta.

Se utilizaron seis tanques cilindro-cónicos de fibra de vidrio y 100 L de capacidad de color negro mate. El suministro de agua tratada se realizó a partir de un tanque de polietileno con capacidad de 500 L de alta densidad colocado en una plataforma a una altura de 2 m, con un sistema de rebozo para asegurar una presión constante en el sistema de distribución del agua a los tanques experimentales. A cada incubadora se le suministró aire a través de un difusor a un flujo de 2 L/min, de forma continua.

Se realizaron tres experimentos, cada uno con dos tratamientos a comparar. En el primer experimento se evaluó el efecto de un flujo de agua de 0.5 L/min (30% del volumen/h) y un filtro de malla de 100 μ m a la salida del drenaje para la retención de los organismos, comparado con la incubación sin flujo de agua. En el segundo experimento se valoró el efecto de dos densidades 250 y 1000 huevos/L, mientras que en el tercer experimento se evaluaron los efectos de un tratamiento profiláctico con formaldehído a 10 ppm por una hora con aireación constante en una cubeta de 10 L. Cada experimento se repitió tres veces y en cada ocasión se utilizaron tres réplicas por cada tratamiento. Los experimentos se realizaron durante tres meses consecutivos, de octubre a diciembre de 2007.

Todos los huevos utilizados en estos experimentos fueron colectados con malla de 80 μ m y antes de introducirlos en los tanques experimentales, fueron lavados en agua de mar tratada como se indicó anteriormente. La densidad inicial de siembra de cada incubadora fue de 250 huevos/L, excepto en el tratamiento con la densidad de siembra de 1000 huevos/L.

Se tomaron cuatro sub-muestras con vasos de precipitado de 250 mL de cada tanque (réplica) de cada tratamiento y repetición en dos etapas de los experimentos de incubación, una vez transcurridas dos horas de la eclosión masiva y a las 48 h de ocurrida la toma de muestra anterior.

Con las sub-muestras de cada réplica, etapa, tratamiento y repetición de cada experimento, se contabilizaron los huevos no eclosionados y las larvas (N total) y se estimaron los promedios de eclosión total, larvas eclosionadas muertas, larvas eclosionadas vivas, larvas deformes vivas y larvas viables (larvas vivas, rectas, sin malformaciones) y sus correspondientes porcentajes. Posteriormente, a las 48 h, se estimó la supervivencia de las larvas viables (rectas, con la boca abierta y ojos pigmentados). A la eclosión y a las 48 h, se determinó la longitud total de 25 larvas de cada réplica, con una precisión de 25 μ m, después de ser anestesiadas con una gota de 2-fenoxietanol.

Análisis de la información. Todos los datos fueron procesados estadísticamente utilizando el paquete estadístico SigmaStat

3.5 para Windows. Los resultados se presentan con sus valores medios \pm la desviación estándar para cada una de las variables determinadas y para el caso de longitud de larvas se presenta la media \pm el error estándar de la media. Los porcentajes de eclosión total, larvas vivas, larvas viables y larvas deformes al momento de la eclosión (con y sin tratamiento profiláctico) y el porcentaje de supervivencia a las 48 h (con flujo y sin flujo, y con y sin tratamiento profiláctico) fueron analizados por el análisis de varianza simple (ANOVA) y ANOVA de rangos de Kruskal-Wallis y cuando éstos fueron significativos se continuó con una prueba de contraste múltiple de Tukey y Dunn. Las diferencias se analizaron con una significación del 0.05.

RESULTADOS

El $96.5 \pm 2.3\%$ de los huevos fueron flotantes, con una viabilidad del 96.4% (huevos transparentes con embrión vivo). El diámetro medio de los huevos fue de 742 ± 13 μ m, con una gota de aceite de 125 ± 5.0 μ m y no tuvieron diferencias significativas ($p \geq 0.05$).

Los parámetros fisicoquímicos del agua registrados durante los tratamientos de incubación no tuvieron grandes variaciones, especialmente en el transcurso de cada experimento, tratamiento y repetición (Tabla 1). En todo el periodo en que se realizaron los tres experimentos y las tres repeticiones de cada uno, la salinidad media general osciló entre 34.5 y 35.8‰, y la temperatura media osciló entre 23.6 y 29.8 °C; los experimentos se realizaron de octubre a diciembre de 2009 debido a las frecuencias en los desoves y a la escala requerida de los experimentos. En los experimentos de flujo la temperatura presentó valores más altos en octubre (29.2 ± 0.6) y los menores en diciembre (24.7 ± 1.5). En los experimentos con los tratamientos profilácticos con flujo, los mejores resultados en cuanto al desarrollo embrionario y la obtención de larvas a las 48 h, se obtuvieron con temperaturas entre 26 y 28 °C. Los niveles de oxígeno disuelto y los porcentajes de saturación promedios fueron de 4.4 ± 0.2 a 5.4 ± 0.2 ppm y de 5.4 ± 0.2 a $74.9 \pm 4.9\%$ y no fueron diferentes significativamente ($p \geq 0.05$).

Los porcentajes de eclosión total y larvas viables al momento de la eclosión entre los tratamientos con flujo y sin flujo de agua, no fueron diferentes significativamente (Dunn, $p > 0.05$). Mientras que los porcentajes de larvas viables al momento de la eclosión y a las 48h post-eclosión, mostraron significativamente mejores resultados sin flujo de agua (Dunn, $p < 0.05$ y Tukey, $p = 0.012$ respectivamente) (Figs. 1a-c, 2a-b). En la incubación a dos densidades, en la etapa de eclosión, todos los índices analizados fueron significativamente mejores con la concentración de 250 huevos/L (Dunn, $p < 0.05$), aunque no se encontraron diferencias entre los tratamientos a las 48 h post-eclosión (Dunn, $p > 0.05$) (Figs. 1a-c, 2a-b). Finalmente los huevos con y sin tratamiento profiláctico, no presentaron diferencias significativas para todas las variables al momento de la eclosión y a las 48h post-eclosión (Tukey, $p > 0.05$) (Figs. 1a-c, 2a-b). La longitud total de larvas fue

Tabla 1. Parámetros físico-químicos del agua durante los diferentes experimentos de incubación del pargo flamenco, *Lutjanus guttatus*. Los valores corresponden a valores medios \pm error estándar de la media de tres réplicas, de las tres repeticiones por tratamiento.

Variables	Repetición	Experimentos					
		Flujo de agua (Octubre)		Densidad de siembra (Noviembre)		Tratamiento profiláctico (Diciembre)	
		Con flujo	Sin flujo	1000 huevos/L	250 huevos/L	Tratados	Sin tratar
Salinidad (‰)	1	35.0 \pm 0	35.0 \pm 0	34.5 \pm 0.5	34.5 \pm 0.5	34.8 \pm 0.5	34.8 \pm 0.5
	2	35.0 \pm 0	35.0 \pm 0	34.5 \pm 0.5	34.5 \pm 0.5	35.0 \pm 0	35.0 \pm 0
	3	35.0 \pm 0	35.0 \pm 0	34.8 \pm 0.5	34.8 \pm 0.5	35.8 \pm 0.5	35.8 \pm 0.5
	Promedio	35 \pm 0.1	35.0 \pm 0.1	34.6 \pm 0.5	34.6 \pm 0.5	35.2 \pm 0.6	35.2 \pm 0.6
Temperatura (°C)	1	29.8 \pm 0.1	29.3 \pm 0.3	28.2 \pm 0.8	27.9 \pm 0.8	24.9 \pm 1.6	25.0 \pm 1.7
	2	28.8 \pm 0.7	28.2 \pm 0.7	27.9 \pm 0.9	27.8 \pm 0.8	25.6 \pm 1.2	25.5 \pm 1.3
	3	29.2 \pm 0.4	28.4 \pm 0.4	26.5 \pm 1.5	26.2 \pm 1.5	23.6 \pm 1.1	23.7 \pm 1.3
	Promedio	29.2 \pm 0.6	28.6 \pm 0.7	27.5 \pm 1.3	27.3 \pm 1.3	24.7 \pm 1.5	24.8 \pm 1.6
Oxígeno disuelto (ppm)	1	4.4 \pm 0.7	5.0 \pm 0.4	4.8 \pm 0.2	4.6 \pm 0.3	4.9 \pm 0.6	4.8 \pm 0.6
	2	4.5 \pm 0.3	4.8 \pm 0.3	4.4 \pm 0.4	4.5 \pm 0.3	5.0 \pm 0.7	5.0 \pm 0.6
	3	4.5 \pm 0.2	5.0 \pm 0.2	4.4 \pm 0.4	4.4 \pm 0.2	5.4 \pm 0.2	5.2 \pm 0.2
	Promedio	4.4 \pm 0.4	4.9 \pm 0.3	4.5 \pm 0.4	4.5 \pm 0.3	5.1 \pm 0.6	5.0 \pm 0.5
Saturación de oxígeno (%)	1	NR	NR	74.9 \pm 4.9	69.3 \pm 5.4	71.7 \pm 6.1	70.2 \pm 5.8
	2	69.0 \pm 2.9	78.6 \pm 1.9	69.7 \pm 5.6	68.9 \pm 6.2	69.8 \pm 8.3	72.9 \pm 7.5
	3	69.7 \pm 4.9	77.9 \pm 2.8	64.6 \pm 4.2	62.9 \pm 3.2	75.9 \pm 4.1	76.7 \pm 4.2
	Promedio	69.2 \pm 3.4	78.4 \pm 2.1	69.7 \pm 6.4	67.0 \pm 5.8	72.5 \pm 6.7	73.3 \pm 6.4

NR = Información no registrada.

diferente significativamente (Dunn, $p < 0.05$) entre cada uno de los tratamientos al momento de la eclosión y a las 48h, excepto en el tratamiento de incubación sin flujo (Fig. 3). Las larvas de mayor tamaño se obtuvieron en el experimento donde se probó el efecto del tratamiento profiláctico.

DISCUSIÓN

Los huevos utilizados en el presente estudio presentaron una alta calidad, con altos porcentajes de viabilidad y eclosión, de acuerdo a lo usual en los casos de desoves naturales (Tucker, 1998; Papanikos *et al.*, 2003). La talla de las larvas fue similar y el diámetro medio de los huevos y la gota de aceite fueron ligeramente inferiores a los reportes de la misma especie por desoves de reproductores silvestres inducidos hormonalmente (Ibarra-Castro & Álvarez-Lajonchère, 2009; Boza-Abarca *et al.*, 2008) y de otras especies de pargos (Lim *et al.*, 1985; Watanabe *et al.*, 1998; Leu *et al.*, 2003; Papanikos *et al.*, 2003, 2008; Bourque & Phelps, 2007).

Los parámetros ambientales durante los experimentos se mantuvieron en los intervalos adecuados para una especie de desove oceánico, excepto los niveles de oxígeno disuelto y su saturación, los cuales fueron ligeramente más bajos que los más

apropiados para especies de desove oceánico (Álvarez-Lajonchère & Hernández Molejón, 2001).

La incubación puede realizarse directamente en los tanques de larvicultura (Turano *et al.*, 2000; Abdo de la Parra *et al.*, 2010), en tanques de incubación (Duray *et al.*, 1996; Henderson-Arzapalo, 1990), o bien en bolsas de malla dentro de tanques que posteriormente serán para la larvicultura (Leu *et al.*, 2003). Se han aplicado diversas variantes particulares, como el traslado de los huevos antes de eclosionar (Nash & Shehadeh, 1980), o la transferencia de larvas a los tanques de larvicultura, ya sea recién eclosionadas (Teng *et al.*, 1999) o después de algunas horas (Schipp *et al.*, 2007), lo cual permite eliminar las cápsulas y huevos no eclosionados, que usualmente son un buen sustrato para microorganismos patógenos contaminantes en la larvicultura (Holt *et al.*, 1990).

El desarrollo embrionario y la obtención de larvas viables a las 48 h fueron satisfactorios con temperaturas entre 26 y 28 °C, lo cual coincidió con los periodos de mayor frecuencia y cantidad de huevos desovados en cautiverio (Ibarra-Castro & Álvarez-Lajonchère, 2011) y con la temporada de mayor intensidad de desove en el medio natural (Cruz-Romero *et al.*, 1996).

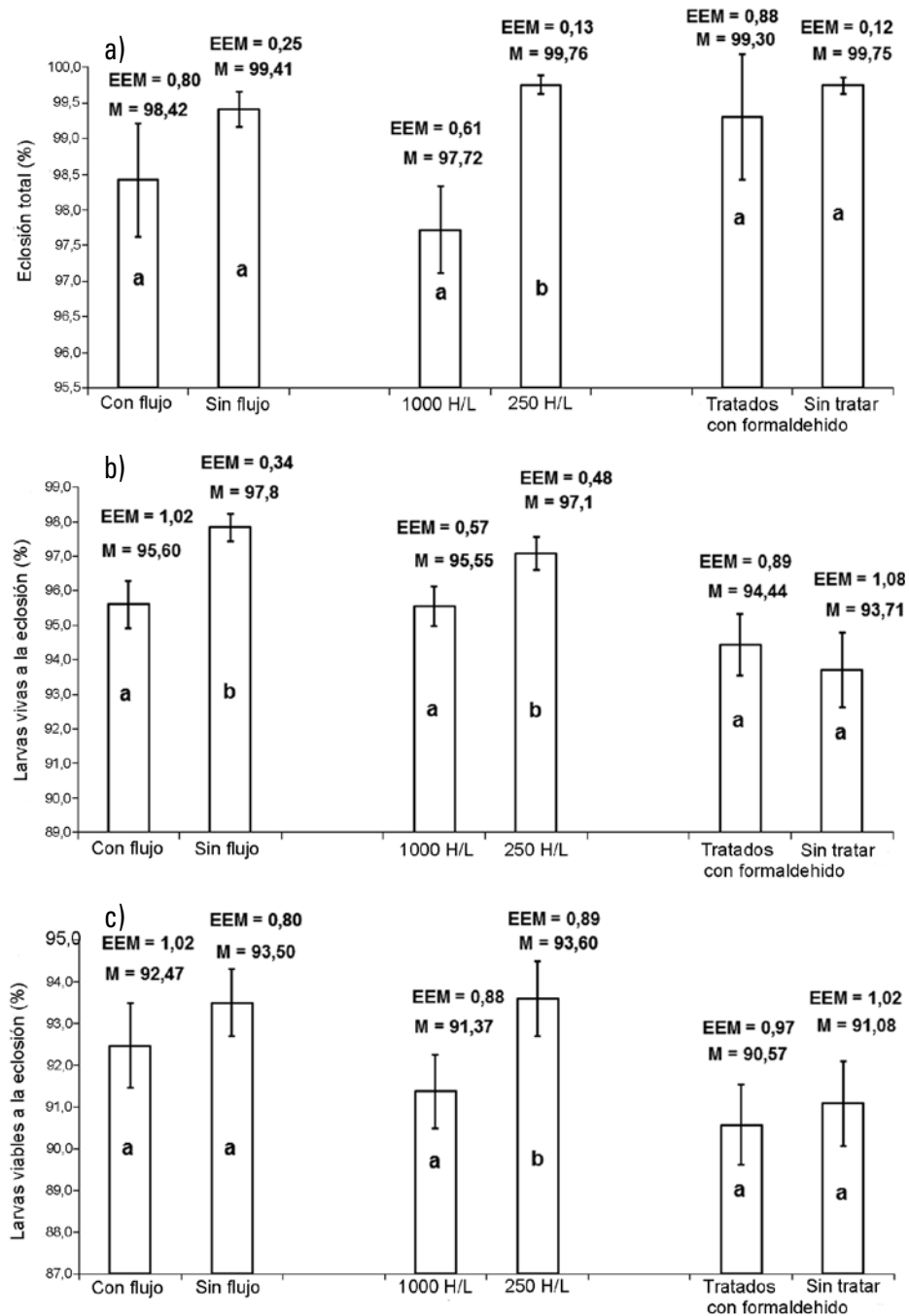


Figura 1a-c. Porcentajes de a) eclosión total (incluyendo las deformes), b) larvas vivas a la eclosión y c) larvas viables a la eclosión del pargo flamenco, *Lutjanus guttatus*. Cada barra representa la media \pm error estándar de la media de cuatro sub-muestras de cada réplica por tratamiento y de cada una de las tres repeticiones de cada experimento, para mejorar la eficiencia en la incubación, con o sin flujo de agua, a dos densidades de huevos y los efectos con o sin tratamientos profilácticos con formaldehído. La media (M) y el error estándar de la media (EEM) de cada variable aparecen encima de la barra correspondiente. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los tratamientos (ANOVA, $p < 0.05$; Dunn, $p = 0.012$).

Antes de la década de los 90, la incubación con flujo de agua usualmente no se aplicaba; sin embargo, actualmente es común su empleo comercialmente en técnicas de incubación intensiva (Moretti *et al.*, 1999). El mantener los huevos con flujo de agua,

durante el proceso de incubación, es de gran importancia porque mejora la calidad del agua, mantiene los huevos en suspensión, mejora el contenido de oxígeno disuelto y puede minimizar el desarrollo de bacterias, hongos y algunos otros microorganismos

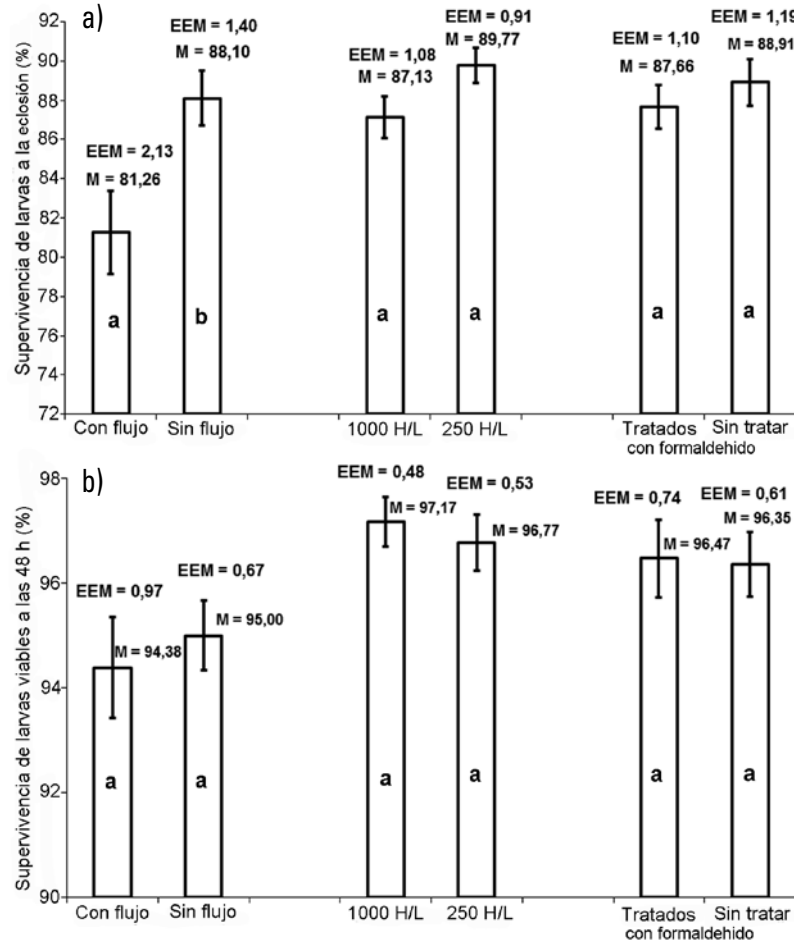


Figura 2a-b. Porcentajes de supervivencia de a) larvas vivas y b) larvas viables a las 48 h post eclosión del pargo flamenco, *Lutjanus guttatus*. Cada barra representa la media \pm error estándar de la media de cuatro sub-muestras de cada réplica por tratamiento, de cada una de las tres repeticiones de cada experimento, para mejorar la eficiencia en la incubación: con o sin flujo de agua, a dos densidades de huevos y los efectos con o sin tratamientos profilácticos con formaldehído. La media (M) y el error estándar de la media (EEM) de cada variable aparecen encima de la correspondiente barra. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los tratamientos (ANOVA, $p < 0.05$; Dunn y Tukey, $p = 0.012$).

que se benefician de condiciones de agua estática durante dicho periodo, semejando mejor las condiciones de los sitios de desove natural, especialmente en mar abierto. Además, permite trabajar con altas densidades de huevos con un incremento de la eficiencia en la utilización de la infraestructura.

Por lo anterior, el hecho de que en el presente estudio a la eclosión no se encontrara diferencias significativas en la eclosión total y larvas viables entre las incubaciones con y sin flujo de agua en el presente estudio, pudo haberse debido a que tanto los niveles de oxígeno disuelto como de su saturación o bien estuvieron por debajo de los valores recomendados para los peces de marinos (Tucker, 1998) y a que las densidades utilizadas fueran relativamente más bajas que lo recomendado para peces marinos (Tucker, 1998), así como al corto periodo de incubación. En otras especies se han señalado beneficios en la incubación

con flujo de agua (Blaxter, 1981; Alessio, 1975). Es especialmente importante que el nivel de oxígeno disuelto sea alto ($\geq 90\%$ de saturación) durante el final del periodo embrionario y en la eclosión, tal y como fue demostrado en la lisa rayada *Mugil cephalus* Linné, 1758, que al igual que los lutjánidos, es una especie de desove oceánico, debido al incremento en el consumo de oxígeno a medida que avanza el desarrollo embrionario (Walsh *et al.*, 1989). Sin embargo, el que los porcentajes de larvas viables y su talla a las 48 horas de eclosionadas fueran menores con flujo de agua, indicó que es posible que el flujo aplicado pudiera haber sido excesivo para los organismos, especialmente a las larvas de mayor talla. En muchas especies de peces marinos, se suspende el flujo de agua al terminar la eclosión masiva (Liu & Kelley, 1991; Tamaru *et al.*, 1993; Álvarez-Lajonchère & Hernández-Molejón, 2001), en lugar de mantenerlo como en otras (Moretti *et al.*, 1999; Schipp *et al.*, 2007). En la incubación de huevos de peces

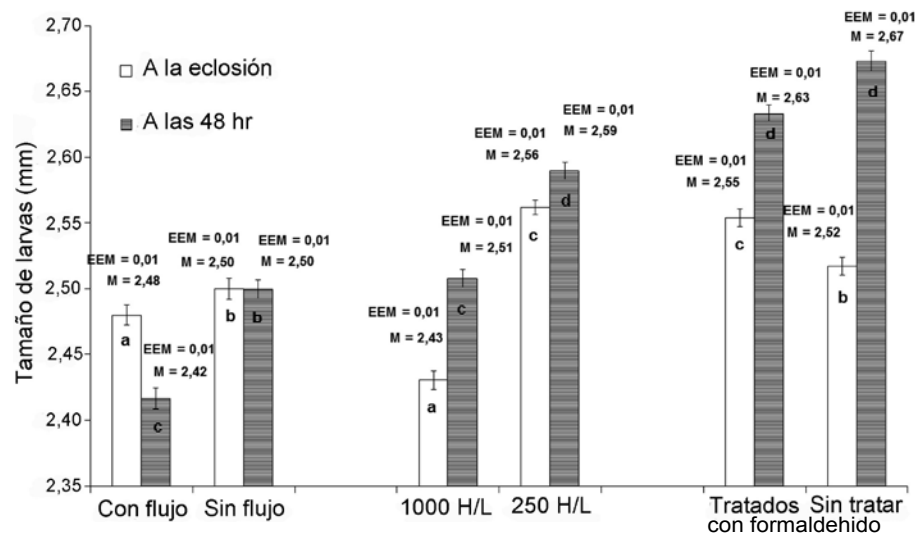


Figura 3. Tamaño de las larvas del pargo flamenco, *Lutjanus guttatus*, a la eclosión y a las 48 h después de la eclosión en todos los tratamientos: con o sin flujo de agua, con diferentes densidades de huevos y con tratamiento profiláctico. Cada barra representa la media \pm error estándar de la media de $n = 225$ mediciones en tres repeticiones del experimento, cada una con tres réplicas por cada tratamiento. La media (M) y el error estándar de la media (EEM) de cada variable aparecen encima de la correspondiente barra. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los tratamientos en cada etapa de muestreo (ANOVA, $p < 0.05$; Dunn $p > 0.05$).

marinos se han reportado flujos de agua desde 10-33%/h (Blaxter, 1981; Schipp *et al.*, 2007) hasta 100-200%/h (Moretti *et al.*, 1999). Las afectaciones de las larvas de peces marinos debidas a daños mecánicos en sus primeros estadios, incluyendo los derivados de la manipulación y del flujo de agua, son el motivo por el cual en algunas especies la siembra de los tanques de larvas se realiza con huevos embrionados a pocas horas de la eclosión, para evitar la manipulación de las larvas, así como establecer un flujo de agua de 10-20%/día no antes del segundo día post-eclosión (Eda *et al.*, 1990; Lim, 1993; Tamaru *et al.*, 1993; Álvarez-Lajonchère & Hernández Molejón, 2001).

Hay diversos reportes de peces marinos en que las tallas en los primeros días después de la eclosión son menores que su talla a la eclosión, como en el pargo rojo de mangle, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskål, 1775) (Doi *et al.*, 1993), la rabirrubia o canané, *Ocyurus chrysurus* (Bloch, 1791) (Riley *et al.*, 1995), así como la lisa *Mugil liza* Valenciennes, 1836) y el robalo chucumite *Centropomus parallelus* Poey, 1860 (Álvarez-Lajonchère & Hernández Molejón, 2001), lo cual puede deberse a diversas causas, como cambios morfológicos en las larvas durante la reabsorción del saco vitelino, mortalidades más altas de las larvas de mayor talla durante dicho periodo, o el método de muestreo de las larvas, en cuyas muestras no estén bien representadas las larvas de mayores tallas. En el presente estudio, dado el pequeño volumen de los tanques experimentales y la forma de tomar las muestras con la aireación constante, consideramos que la causa haya sido que las larvas de mayor longitud sufrieran una mayor mortalidad en las primeras 48 h después de la eclosión, pues además, este

tratamiento presentó supervivencias menores en larvas vivas a la eclosión.

Para alcanzar un alto nivel en el aprovechamiento de las instalaciones, se requiere desarrollar técnicas para la incubación de huevos en altas densidades, tal como se aplica en las instalaciones comerciales con otras especies de peces marinos en las que se emplean densidades desde 2000 huevos/L en el barramundi, *Lates calcarifer* (Bloch, 1790) (Schipp *et al.*, 2007) hasta 6000-15,000 huevos/L para la dorada *Sparus aurata* Linné, 1758 y la lubina del Mediterráneo, *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758) (Moretti *et al.*, 1999). Por ello se recomienda continuar los estudios de incubación del pargo flamenco con densidades superiores a los 1000 huevos/L, con flujos de 10-30%/h y una vez terminada la eclosión masiva, suspender el flujo de agua.

Los reportes con pargos presentan grandes diferencias, debido a que se han aplicado diversas técnicas, con incubación en los tanques de larvicultura a densidades bajas, desde 10.5 huevos/L en el pargo criollo *L. analis* (Cuvier, 1828) en tanques de incubación (Watanabe *et al.*, 1998), 5-16 huevos/L en el pargo rojo de mangle en bolsas de malla (Leu *et al.*, 2003), 20-25 huevos/L en el pargo dorado *L. johnii* (Bloch, 1792) (Lim *et al.*, 1985) y la incubación en otros tanques, con densidades de 1500-2500 huevos/L en el huachinango del Golfo de México *L. campechanus* (Poey, 1860) en tanques de 75 L (Watanabe *et al.*, 2005).

En cuanto a producción en el presente estudio, la densidad de 1000 huevos/L fue la que produjo la mayor cantidad de larvas viables, debido a que el rendimiento por incubadora fue mayor,

aunque sus larvas hayan presentado tallas ligeramente menores a la eclosión y a las 48 h). La incubación de 1000 huevos/L en un tanque de 100 L puede producir las larvas viables requeridas para sembrar un tanque de larvicultura comercial de 10 m³ con una densidad de 9.7 larvas viables/L., similar a la densidad exitosa utilizada por Watanabe *et al.* (1998) con el pargo criollo, Leu *et al.* (2003) con el pargo rojo de mangle y Ogle & Lotz (2006) con el huachinango del Golfo de México.

El hecho de que no se hayan detectado diferencias significativas en la incubación de los huevos con y sin tratamiento profiláctico, no significa que dicho tratamiento sea innecesario, pues se demostró que, sin afectar el desarrollo de los huevos, el tratamiento de desinfección profiláctico redujo los niveles bacterianos, cuyo crecimiento se ha demostrado se favorece en la incubación de huevos a altas densidades (Skjermo & Vadstein, 1999; Escaffre *et al.*, 2001). De esta forma, dado que los efectos más nocivos de la contaminación bacteriana se manifiestan en la cría larval, el tratamiento profiláctico evita introducir una carga bacteriana alta en los tanques de larvicultura (Douillet & Holt, 1994; Hansen & Olafsen, 1999; Verner-Jeffreys *et al.*, 2006). En general, las densidades de huevos deberán incrementarse en el futuro y realizar experiencias a escala piloto (Álvarez-Lajonchère *et al.*, 2007) que incluyan las primeras etapas de la cría larval.

AGRADECIMIENTOS

Los autores están en deuda con los colegas del Laboratorio de Reproducción del CIAD por su interés y cooperación. Este estudio fue financiado por los proyectos 6299-K y 6299-A de la Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca (CONAPESCA) de México.

REFERENCIAS

- ABDO DE LA PARRA, M. I., L. E. RODRÍGUEZ-IBARRA, F. CAMPILLO-MARTÍNEZ, G. VELASCO-BLANCO, N. GARCÍA-AGUILAR, L. ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE & D. VOLTOLINA. 2010. Efecto de la densidad de siembra sobre el crecimiento y supervivencia larval del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus*. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 45: 141-146.
- ALESSIO, G. 1975. Riproduzione artificiale di orata, *Sparus aurata* (L.) (Osteichthyes, Sparidae): 5 Primi risul tati sulla llevamento ed alimentazione delle larve e degli avannotti. *Bolletino di Pesca, Piscicoltura e Idrobiologia* 30: 71-92.
- ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE, L. & O. G. HERNÁNDEZ MOLEJÓN. 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. 424 p.
- ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE, L., M. A. REINA CAÑEZ, M. A. CAMACHO HERNÁNDEZ & S. KRAUL. 2007. Design of a pilot-scale tropical marine finfish hatchery for a research center at Mazatlán, México. *Aquacultural Engineering* 36: 81-96.
- AVILÉS-QUEVEDO, A. & J. M. MAZÓN-SUÁSTEGUI. 1996. Cultivo de peces marinos. In: Casas-Valdez, M. & G. Ponce-Díaz (Eds.). *Estudio del Potencial Pesquero y Acuicola de Baja California Sur* Vol. II. SEMARNAP La Paz, B.C.S., México. pp. 651-684.
- BENETTI, D. D. & E. E. WILSON. 1996. Estado actual y perspectivas del cultivo de peces marinos en el Ecuador. In: Silva, A. & O. Merino (Eds.). *IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura*. Universidad Católica del Norte. Asociación Latinoamericana de Acuicultura, Coquimbo, Chile, pp. 5-14.
- BLAXTER, J. H. S. 1981. The rearing of larval fish. In: Hawkins, A. D. (Ed.). *Aquarium systems*. Academic Press, Nueva York, USA. pp. 303-323.
- BOURQUE, B. D. & R. P. PHELPS. 2007. Induced spawning and egg quality evaluation of red snapper, *Lutjanus campechanus*. *Journal of the World Aquaculture Society* 38: 208-217.
- BOZA-BARCA, J., E. CALVO-VARGAS, N. SOLIS-ORTIZ & J. KOMEN. 2008. Induced spawning and larval rearing of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, at the Marine Biology Station, Puntarenas, Costa Rica. *Ciencias Marinas* 34: 239-252.
- CRUZ-ROMERO M., E. A. CHÁVEZ, E. ESPINO & A. GARCÍA. 1996. Assessment of a snapper complex (*Lutjanus* spp.) of the Eastern Tropical Pacific. In: Arreguín-Sánchez, F., J. L. Munro, M. C. Balgos & D. Pauly (Eds.). *Biology, fisheries and culture of tropical groupers and snappers*. ICLARM Conference Proceedings 48: 331-336.
- DOI, M. & T. SINGHAGRAIWAN. 1993. *Biology and culture of the red snapper, Lutjanus argentimaculatus*. The Eastern Marine Fisheries Development Center and Japan International Cooperation Agency, Thailand.
- DOUILLET P. A. & G. J. HOLT. 1994. Surface disinfection of re drum (*Sciaenops ocellatus* Linnaeus) eggs leading to bacteria-free larvae. *Journal of Experimental Biology and Ecology* 179: 253-266.
- DURAY, M. N., L. G. ALPASAN & C. B. ESTUDILLO. 1996. Improved hatchery rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, in large tanks with small rotifer (*Brachionus plicatilis*) and *Artemia*. *The Israeli Journal of Aquaculture – Bamiddeh* 48: 123-132.
- EDA, H., R. MURASHIGE, Y. OZEKI, A. HAGIWARA, B. EASTHAM, P. BASS, C. S. TAMARU & C.-S. LEE. 1990. Factors affecting intensive larval rearing of striped mullet, *Mugil cephalus*. *Aquaculture* 91: 281-294.
- ESCAFFRE A. M., D. BAZIN & P. BERGOT. 2001. Disinfection of *Sparus aurata* eggs with glutaraldehyde. *Aquaculture International* 9: 451-458.
- HANSEN, G. H. & J. A. OLAFSEN. 1999. Bacterial interactions in early life stages of marine cold water fish. *Microbial Ecology* 38: 1-26.
- HENDERSON-ARZAPALO, A. 1990. Red drum egg and larval incubation. In: Chamberlain, G. W., R. J. Midget & M. G. Haby (Eds.). *Red drum aquaculture*. Texas A&M Sea Grant College Program Technical Report TAMU-SG-90-603. College Station. Texas. USA. pp. 51-52.

- HILOMEN-GARCIA, G. V. 1998. Sensitivity of fertilized milkfish (*Chanos chanos* Forsskal) eggs to mechanical shock and simulated transport. *Aquaculture* 159: 239-247.
- HOLT, G. J. 1990. Growth and development of red drum eggs and larvae. In: Chamberlain, G. W., R. J. Migget & M. G. Haby (Eds.). *Red drum aquaculture*, Proceedings of a symposium on the culture of red drum and other warm water-fishes, Texas, Texas A&M University Sea Grant College Program, TAMU-SG-90-603, pp. 46-50.
- HOLT, G. J. 2005. Red drum aquaculture. In: Kelly, A. M. & J. Silverstein (Eds.). *Aquaculture in the 21st Century*. Proceedings of AFS Special Symposium, 22 August 2001, Phoenix, Arizona, American Fisheries Society Symposium 46: 457-463.
- HOLT, G. J., C. R. ARNOLD & C. R. RILEY. 1990. Intensive culture of larval and post-larval red drum. In: Chamberlain, G. W., R. J. Midget & M. G. Haby (Eds.). *Red drum aquaculture*. Texas A&M Sea Grant College Program Technical Report TAMU-SG-90-603, College Station, pp. 53-56.
- IBARRA-CASTRO, L. & L. ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE. 2011. GnRHα induced multiple spawns and voluntary spawning of captive spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) at Mazatlan, Mexico. *Journal of the World Aquaculture Society* 42: 564-574.
- KJØRSVIK, E. & I. HOLMEFJORD. 1995. Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) and cod (*Gadus morhua*). In: Bromage, N. R. & R. J. Roberts (Eds.). *Broodstock management and egg and larval quality*, Oxford, Blackwell Science Ltd, pp 169-196.
- LEU, M.-Y., I.-H. CHEN & L.-S. FANG. 2003. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. *The Israeli Journal of Aquaculture – Bamidgah* 55: 22-30.
- LIM, L. C. 1993. Larviculture or the greasy grouper *Epinephelus tauvina* F. and the brown-marbled grouper *E. fuscoguttatus* F. in Singapore. *Journal of the World Aquaculture Society* 24: 262-274.
- LIM, L. C., L. CHEONG, H.-B. LEE & H. H. HENG. 1985. Induced breeding studies of the John's snapper *Lutjanus johni* (Bloch), in Singapore. *Singapore Journal of Primary Industry* 13: 70-83.
- LIU, K. M. & C. D. KELLEY. 1991. *Striped mullet (Mugil cephalus)*. The Oceanic Institute Hatchery Manual Series. 87 p.
- MORETTI, A., M. PEDINI FERNANDEZ-CRIADO, G. CITTOLIN & R. GUIDASTRI. 1999. *Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream*. Vol. 1. FAO. Roma, 194 p.
- NASH, C. E. & Z. H. SHEHADEH. 1980. Review of breeding and propagation techniques for grey mullet, *Mugil cephalus* L. *ICLARM Studies and Reviews* 13: 1-87.
- OGLE, J. T. & J. M. LOTZ. 2006. Characterization of an experimental indoor larval production system for red snapper. *North American Journal of Aquaculture* 68: 86-91.
- PAPANIKOS, N., R. P. PHELPS, K. WILLIAMS, A. FERRY & D. MAUS. 2003. Egg and larval quality of natural and induced spawns of red snapper, *Lutjanus campechanus*. *Fish Physiology and Biochemistry* 28: 487-488.
- PAPANIKOS, N., R. P. PHELPS, D. A. DAVIS, A. FERRY & D. MAUS. 2008. Spontaneous spawning of captive red snapper, *Lutjanus campechanus*, and dietary lipid effect on reproductive performance. *Journal of the World Aquaculture Society* 39: 324-338.
- RILEY, C. M., G. J. HOLT & C. R. ARNOLD. 1995. Growth and morphology of larval and juvenile captive bred yellowtail snapper, *Ocyurus chrysurus*. *Fishery Bulletin* 93: 179-185.
- SCHIPP, G., J. BOSMANS & J. HUMPHREY. 2007. *Northern Territory Barramundi Farming Handbook*. Northern Territory Department of Primary Industry, Fisheries and Mines, Technical Publication Darwin Harbour 71 p.
- SKJERMO J & O VADSTEIN. 1999. Techniques for microbial control in the intensive rearing of marine larvae. *Aquaculture* 177: 333-343.
- TAMARU, C. S., W. J. FITZ GERALD, JR. & V. SATO. 1993. *Hatchery manual for the artificial propagation of striped mullet (Mugil cephalus L.)*. Guam Aquaculture Development and Training Center and The Oceanic Institute. Guam, 167 p.
- TENG, S.-K., C. E. ZAHR, K. AL-ABDUL-ELAH & S. ALMATOR. 1999. Pilot scale spawning and fry production of blue-fin porgy, *Sparidentex hasta* (Valenciennes) in Kuwait. *Aquaculture* 178: 27-41.
- TUCKER, J. W., JR. 1998. *Marine fish culture*. Kluwer Academic Publishers. Boston. USA, 750 p.
- TURANO, M. J., D. A. DAVIS & C. R. ARNOLD. 2000. Observations and techniques for maturation, spawning, and larval rearing of the yellowtail snapper *Ocyurus chrysurus*. *Journal of the World Aquaculture Society* 31: 59-68.
- VERNER-JEFFREYS, D. W., I. NAKAMURA & R. J. SHIELDS. 2006. Egg-associated microflora of Pacific threadfin, *Polydactylus sexfilis* and amberjack, *Seriola rivoliana*, eggs. Characterization and properties. *Aquaculture* 253: 184-612.
- WALSH, W. A., C. SWANSON, C.-S. LEE, J. E. BANNO & H. EDA. 1989. Oxygen consumption by eggs and larvae of striped mullet, *Mugil cephalus*, in relation to development, salinity, and temperature. *Journal of Fish Biology* 35: 347-358.
- WATANABE, W. O., E. P. ELLIS, S. C. ELLIS, J. CHAVES, C. MANFREDI, R. W. HAGOOD, M. SPARSIS & S. ARNESEN. 1998. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus analis*: a new candidate marine fish species for aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society* 29: 176-187.
- WATANABE, W. O., D. D. BENETTI, M. W. FEELEY, D. A. DAVIS & R. P. PHELPS. 2005. Status of artificial propagation of mutton, yellowtail, and red snapper (family Lutjanidae) in Southeastern United States. In: Kelly, A. M. & J. Silverstein (Eds.). *Aquaculture in the 21st Century*. Proceedings of AFS Special Symposium, 22 August 2001, Phoenix, Arizona, American Fisheries Society Symposium 46: 517-540.

Recibido: 1 de marzo de 2011.

Aceptado: 24 de octubre de 2011.