

Producción de juveniles de pargo criollo (*Lutjanus analis*) mediante la tecnología tradicional y mesocosmos. Uso de copépodos en la alimentación temprana

Production of mutton snapper (Lutjanus analis) fry using traditional technology and mesocosm. Use of copepods in early feeding

RODRIGO REYES-CANINO¹, BARBARITO JAIME-CEBALLOS¹, NELSON FERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ¹, WILFREDO
RODRÍGUEZ-GUERRA¹, LIRIA DE LA PAZ-DEL VALLE¹, MASATOSHI FUTAGAWA² Y YASUSHI HAMAMITSU²

¹ Centro de Investigaciones Pesqueras. Calle 246 No. 503 entre 5ta. Avenida y Mar, Rpto. Barlovento,
Municipio Playa, CP 19100, La Habana, Cuba, E-mail: rodrigo.reyes@cip.alinet.cu

² Agencia Internacional de Cooperación de Japón (JICA).

RESUMEN

Con el objetivo de evaluar el efecto sobre la supervivencia larval y la obtención de alevines del pargo criollo (*Lutjanus analis*) en la filial del CIP en Santa Cruz del Sur, Camagüey, se emplearon dos sistemas de cría; cultivo tradicional y con la tecnología de mesocosmos. En el primer sistema se usaron cinco tanques de policarbonato de 0,5 m³ de capacidad en condiciones de ambiente controlado con densidad de siembra inicial de 30 larvas/L. En el cultivo en mesocosmos se utilizó un tanque de concreto de 60 m³ de capacidad en áreas exteriores de la filial con densidad de siembra inicial de 3 larvas/L. En el esquema de alimentación larval tradicional se emplearon rotíferos *Brachionus rotundiformes* "SS" durante las primeras 17 h y *Brachionus plicatilis* "L" posteriormente, ambos enriquecidos con el producto comercial ALGAMAC 3000 y alimentados con la microalga *Nannochloropsis oculata*, mientras que el sistema de mesocosmos se inició con la fertilización inorgánica, el uso de rotíferos *Brachionus rotundiformes* enriquecidos con ALGAMAC 3000 y copépodos (*Acartia* sp.) para continuar con el uso de alimento particulado y nauplios de *Artemia* enriquecida según desarrollo ontogenético. El sistema tradicional de cultivo fue suspendido a los 18 días por ausencia de larvas en los tanques de cría, mientras que en el cultivo en mesocosmos, se alcanzaron sobrevivencias larvales de 40,5 % y rendimientos de 1,2 larvas/L. La sobrevivencia de juveniles al final de la experiencia (60 días después de la eclosión) estuvo en el orden del 17,2 %. La cosecha y biomasa final fue de 0,52 juveniles/L y 0,78 kg/m³ respectivamente.

Palabras clave: mesocosmos, alimentación larval, *Lutjanus analis*.

ABSTRACT

In order to evaluate the effect on larval survival to obtaining button snapper (*Lutjanus analis*) fingerlings in the marine fish culture of Santa Cruz del Sur, Camagüey, two farming systems were used; traditional and Mesocosms systems. Stock density of 30 larvae/controlled environment were set up in five polycarbonate tanks of 0,5 m³ capacity in the traditional system meanwhile 3 larvae/L initial stocking density were stoked in a outdoor concrete tank of 60 m³ capacity to breeding in mesocosms system. Rotifers *Brachionus rotundiformes* "SS" and *Brachionus plicatilis* both enriched with commercial product ALGAMAC 3000 and fed with *Nannochloropsis oculata* microalgae in the traditional feeding larvae scheme were used. Inorganic fertilization, rotifers *Brachionus rotundiformes* and *Artemia* nauplii enriched with ALGAMAC 3000 and copepods (*Acartia* sp.) and particulate feed according to ontogenetic development in the Mesocosms feeding larvae scheme were used. Traditional farming system was suspended after 18 days due larvae absence in breeding tanks. In Mesocosms rearing, larval survival of 40,5 % and yields of 1,2 larvae/L were reached. At the end of the experiment (60 days after hatching), juveniles survival was of 17,2 %. Final harvest showed biomass of 0,52 juveniles/L and 0,78 kg/m³.

Keywords: mesocosms, larvae feeding, *Lutjanus analis*.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una de las actividades con mayor potencial de desarrollo donde los peces, moluscos y crustáceos son los que más han contribuido a su crecimiento (FAO, 2020).

Uno de los principales inconvenientes que presenta este desarrollo lo constituye la alimentación larval temprana, una de las etapas más complejas del cultivo de organismos marinos, cuyo período más crítico se corresponde con la reabsorción del vitelo, la abertura de la boca y el inicio de la alimentación exógena (Alvarez-Lajonchere & Hernández, 2001), donde el principal obstáculo radica en el uso de un alimento adecuado en cuanto a tamaño y características nutritivas (Casas, 2001; Kraul, 2006).

La literatura, por la facilidad de manejo durante los cultivos auxiliares y capacidad de ser enriquecidos para incrementar el valor nutricional, señala a los rotíferos y la *Artemia* como alimentos básicos en la larvicultura marina, sin embargo, en la práctica, esto no se aplica para todas las especies. Según McKinnon *et al.* (2003); Kraul (2006) y Prieto *et al.* (2006), el rotífero, como primer alimento exógeno, no posee dimensiones adecuadas, no son bien digeridos ni cubren los requerimientos nutricionales de larvas tempranas de lutjanidos y serranidos. Además, las larvas de estas familias, muestran deficiente funcionalidad de sus órganos en formación, lo que genera bajas tasas de supervivencia (Lavens & Sorgeloos, 1996; Toledo *et al.*, 1999).

La cría larval de *Lutjanus analis* (lujanido) en la filial del Centro de Investigaciones Pesqueras (CIP) en Santa Cruz del Sur, Camagüey, Cuba, presentó esta problemática lo que generó la búsqueda de un alimento vivo alternativo que física y nutricionalmente solucionara este inconveniente.

La evolución de los estudios nutricionales de larvas de peces descansa en el uso de alimentos de alta calidad y la aplicación de buenas prácticas para alcanzar el éxito comercial (Rodríguez *et al.*, 2015; SENAR, 2019).

En el presente caso, el uso de copépodos se presentó como el candidato más adecuado, sin embargo, mientras que el rotífero, en los cultivos de rutina pueden alcanzar densidades superiores a 2 000 org./mL, el cultivo de copépodos no excede densidades de 2 org./mL para adultos y 10 org./mL para nauplios (Stottrup *et al.*, 1986; Mc. Kinnon *et al.*, 2003), lo que, por sí solo, no sostiene una producción comercial.

Otro inconveniente que presenta es la variación estacional de su abundancia en el medio natural y la posible introducción de organismos indeseables en el cultivo si se alimenta directamente del medio natural (Holland *et al.*, 2003).

La cría larval en condiciones de mesocosmos utilizando los copépodos, entre otros tipos de zooplancton como fuente primaria de alimentación, generó nuevas prácticas de manejo y superó todos los inconvenientes del cultivo tradicional, además de cubrir las expectativas nutricionales. La

autonomía de esta tecnología reduce el costo operacional que, unido a una baja inversión en equipos e instalaciones, resulta con menor costo de producción comparada con la larvicultura intensiva tradicional (Papandroulaki *et al.*, 2004).

El mesocosmos simula las condiciones de un ecosistema natural. Contiene elementos de la cadena trófica desde descomponedores (bacterias), productores primarios (microalgas) y consumidores secundarios como rotíferos, *Artemia* y copépodos, entre otros (López-Mancisidor *et al.*, 2008).

Particularmente, los nauplios de copépodos además de sus pequeñas tallas, muestran excelente perfil bromatológico respecto al contenido de ácidos grasos poliinsaturados (HUFAs) y aminoácidos (Prieto *et al.*, 2006) y constituyen la fuente principal nutricional de los primeros estadios larvales de peces en el medio natural (Puella-Cruz *et al.*, 2008; Guillaume *et al.*, 2011).

Este trabajo presenta la factibilidad del uso de la tecnología de mesocosmos en las condiciones existentes a partir de los resultados satisfactorios obtenidos cuando fue comparado con el sistema tradicional de cría larval.

MATERIALES Y MÉTODOS

La experiencia se llevó a cabo en la filial del CIP en Santa Cruz del Sur en el año 2013 con la participación de la Agencia de Cooperación Internacional de Japón (JICA). La cría en mesocosmos y el cultivo tradicional larval de *Lutjanus analis* se desarrollaron paralelamente para comparar sus resultados. El sistema tradicional fue realizado en un área climatizada e iluminada con lámparas fluorescentes para mantener el crecimiento de la microalga. Se utilizaron cinco tanques de policarbonato de 500 L (Fig. 1) con aireación constante (oxígeno disuelto de 4-5 mg/L) y agua de mar filtrada por cartuchos de 10; 5 y 1 μm y lámparas U.V.



Fig. 1. Cultivo larval tradicional en tanques de 500 L.

La tasa de recambio de agua fue de 200 %/día y la densidad de siembra estuvo en el orden de las 30 larvas/L. En el proceso de alimentación larval se utilizó la microalga *Nannochloropsis aculata* en concentraciones entre 0,5-1 x 10⁶ cel./mL; rotífero *Brachionus rotundiformes*, morfotipo "SS" durante las primeras

17 h y *Brachionus plicatilis*, morfotipo "L" posteriormente, ambos enriquecidos con el producto comercial ALGAMAC 3000 y suministrado en concentraciones de 20-30 ind./mL según desarrollo ontogénico larval y protocolo de trabajo.

Para el cultivo en mesocosmos se empleó un tanque exterior de concreto de 60 m³ en el cual se colocaron convenientemente, ocho piedras difusoras que mantuvieron niveles de oxígeno disuelto de 4,6-5,8 mg/L y que, además, contribuyeron al incremento del fitoplancton y el intercambio de agua desde el fondo hacia la superficie. La preparación del tanque se inició a partir de 20 m³ con agua proveniente de la piscina de sedimentación del agua de mar perteneciente al centro de desove de la camaronicultura aledaña a nuestra instalación (Fig. 2).



Fig. 2. Cría larval en mesocosmos (60 m³).

A ese medio se añadieron las microalgas *Nannochloropsis oculata* e *Isochrysis* sp. en concentraciones de $0,5 \times 10^6$ cel./mL y se fertilizó con nitrato de amonio (NH₄NO₃), superfosfato triple (N₂PO₄) y Crewat-32 (aporte de potasio) en proporción de 3,0; 0,2 y 0,5 ppm respectivamente, que favorecieron el rápido crecimiento de las microalgas durante los tres primeros días. Posteriormente, según esquema de alimentación de Schipp (2006) para *Lutjanus jonii* se añadió un inóculo de copépodos adultos *Acartia* sp. (30-40 ind./L) colectados, según metodología establecida por Reyes *et al.* (2014), en la piscina antes citada, que oportunamente aportarían sus nauplios como alimento inicial exógeno y rotíferos *Brachionus rotundiformes* (SS) provenientes del cultivo de apoyo de la filial en concentraciones de 20-30 ind./mL y enriquecidos con ALGAMAC 3000.

Paralelamente al incremento diario de agua (20 %), se monitorearon cuantitativamente las concentraciones de copépodos y rotíferos.

En ambos sistemas, los factores abióticos fueron tomados en dos frecuencias diarias (9 a.m. y 5 p.m.) y promediados. Por las características de los rangos de tolerancia del fito y zooplancton a ambos factores, a nuestro juicio, estos no influyeron negativamente en su desempeño como alimento.

El tamaño de los nauplios de *Acartia* sp. ($80,2 \pm 12,4 \mu\text{m}$) en relación con la abertura bucal de las larvas ($78,5 \pm 11,7 \mu\text{m}$) y sus concentraciones (nauplios/L) en el tanque de cultivo, son los indicadores más importantes para establecer el momento adecuado de siembra larval que ocurrió cuando las concentraciones de adultos y nauplios de copépodos fueron superiores a 300 y 200 ind./L respectivamente.

En este instante, se consideró listo y se sembraron las larvas de *L. analis* a una densidad de 3 larvas/L. Desde este momento, mediante el muestreo diario en horas de la mañana, se chequearon los residuales alimenticios para mantener las concentraciones establecidas del zooplancton en el medio de cultivo. De tres a cuatro días después de la alimentación con los nauplios de *Acartia* sp., las larvas fueron capaces de consumir y digerir adecuadamente los rotíferos. Estas concentraciones se mantuvieron durante los 5-10 primeros días poseclosión (d.p.e.).

A partir de los 20 d.d.e., se alimentó (3 % de la biomasa), con una dieta artificial japonesa "Otohime" (35 % de proteína) con diferentes tamaños de partículas, en dos frecuencias diarias, que fueron suministrados progresivamente por etapas de 15 días y durante 65 días, comenzando con "Otohime β2" con tamaño de partícula de 0,4-0,7 mm (Tabla 1) y nauplios de *Artemia* (480 μm) enriquecida (0,1-0,2 ind./mL) de capsulada en la Filial, del 15 al 30 d.d.e.

Para el cálculo de la tasa de supervivencia y el ajuste de ración se efectuaron muestreos decenales.

Tabla 1. Alimento artificial particulado por etapas de cultivo

Alimento particulado	Tamaño de partícula (mm)	Etapas (d.p.e.)
Otohime β2	0,4-0,7	20-35
Otohime C2	0,8-1,4	30-45
Otohime S2	0,9-1,8	40-55
Otohime P2	2,3	50-65

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Cría larval mediante el cultivo tradicional

La larvicultura en los tanques de 500 L mostró una tendencia decreciente en términos de sobrevivencia.

De los cinco tanques sembrados, solo el depósito No. 5 mostró escasos sobrevivientes a los 18 d.p.e., día en que se interrumpió la experiencia (Tabla 2).

La mortalidad total larval antes de los 20 d.p.e. fue un resultado muy similar a los obtenidos durante los últimos dos años con este sistema de cría.

Tabla 2. Supervivencia larval por tanques en el cultivo tradicional (0,5 m³)

Tanques 500 L	Huevos	Supervivencia larval (días)				
	Día - 0	Día - 1	Día - 6	Día - 7	Día - 13	Día - 18
T-1	15 000	14 200	4 000	Cese de cría - Pocas larvas - Protozoos	----	----
T-2	15 000	12 400	1 200		----	----
T-3	15 000	12 600	400		----	----
T-4	15 000	14 400	5 200	Sin datos	Cese de cría - Pocas larvas	----
T-5	15 000	14 100	10 000	2 150	Sin datos	Cese de cría - Pocas larvas

En la larvicultura marina comercial, la literatura revisada sugiere capacidades superiores a los 10 m³ por permitir mayor libertad de natación, reducir la interacción larva-paredes del tanque y los posibles cambios ambientales que, al ser más lentos, disminuyen las afectaciones a las larvas, entre otras ventajas (Duray *et al.*, 1996; Duray *et al.*, 1997; Harel *et al.*, 1998 y Alvarez-Lajonchere & Hernández, 2001), sin embargo, la larvicultura experimental, desarrollada por nosotros en volúmenes de 500 L, observó con rigor, todos los requisitos tecnológicos de esta etapa, incluyendo la adecuada densidad de siembra, por lo que asumimos que el volumen empleado no constituyó un inconveniente.

Martínez *et al.* (2016) encontraron que la temperatura óptima de incubación para mejorar la eficiencia de absorción del vitelo en larvas de *Lutjanus guttatus*, estuvo en el rango de 22-24 °C y que, en esa misma categoría, el desarrollo embrionario de esta especie fue más lento y, por tanto, se obtuvieron larvas de mayor tamaño con mejor supervivencia y eficiencia alimenticia en su primera alimentación, en comparación a los resultados obtenidos con temperaturas superiores y hasta 30 °C.

Coherente con estos autores, las temperaturas promedio registradas durante este ensayo de 25,2 ± 2,4 (Tabla 3) debió, en alguna medida, favorecer el desarrollo larval aunque no se alcanzó la supervivencia esperada.

Tabla 3. Factores hidroquímicos promedio registrados en ambos sistemas

Sistema de cultivo	Temperatura (°C)	Salinidad (ups)	Oxígeno disuelto (mg/L)	pH
Tradicional (500 L)	25,2 ± 2,4	36 ± 1,3	5,6 ± 1,8	8,13 ± 0,15
Mesocosmos (60 m ³)	29,3 ± 2,8	37,4 ± 3,4	4,9 ± 1,6	8,21 ± 0,73

Sin embargo, en congruencia con las experiencias de Casas (2001); McKinnon *et al.* (2003); Kraul (2006) y Prieto *et al.* (2006) el tamaño y características nutricionales del rotífero *B. rotundiformes* empleado como primer alimento pudo, de forma determinante, haber influido negativamente en este efecto.

Los resultados satisfactorios obtenidos con los copépodos en condiciones de mesocosmos expresados a continuación, sugiere repetir la experiencia en el sistema tradicional

sustituyendo los rotíferos por nauplios de copépodos durante la alimentación temprana.

Cría larval con la tecnología de mesocosmos

En condiciones semiintensiva del sistema de mesocosmos se presentan bajas tasas de deformidades y el crecimiento y desarrollo son significativamente superiores a otros sistemas, debido a la constante disponibilidad de alimento vivo. (Benetti, 2001; Pestana Andrade, 2012).

A pesar de que se demostró tecnológicamente viable y alternativo para la producción de pescado de alta calidad, no existe un protocolo estándar para criar larvas con este sistema cuyas características más distintivas se relacionan con el tamaño de los tanques de cría, la densidad larval y fuentes de alimentos vivos (Divanach & Kentouri, 2000).

Básicamente, el modelo usado en este trabajo coincide con la metodología empleada por Divanach & Kentouri (2000); Benetti, (2001); Gómez (2015); entre otros, sustentada en resumen, en la propagación de un florecimiento fitoplanctónico, el suministro de presas de cultivos auxiliares (copépodos, rotíferos y/o *Artemia*) y finalmente, el destete con piensos de transición (Fig. 3) que, en nuestro caso y por las características del *L. analis*, fue ligeramente modificado con la introducción de adultos de copépodos *Acartia* sp., antes de la apertura de la boca de las larvas, según esquema alimentario propuesto por Schipp (2006).

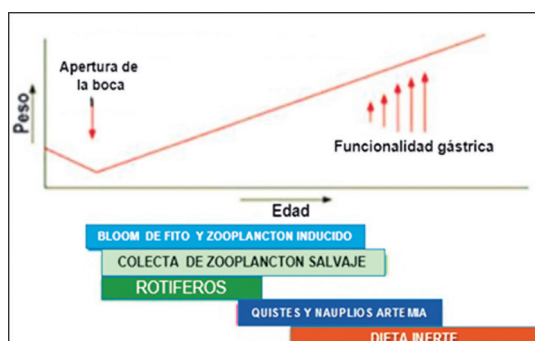


Fig. 3. Esquema de alimentación de larvas y alevines de peces en mesosmos (Gómez, 2015).

El mesocosmos se identifica como un sistema de crianza intermedia que va desde métodos extensivos a intensivos, usando tanques de grandes volúmenes (> 10 m³ de capacidad) y bajas densidades de siembra de larvas (Divanach & Kentouri, 2000).

Densidad de siembra y volumen en la cría larval

En la investigación realizada se sembraron 3 larvas/L en un volumen de 60 m³, congruente con las densidades de siembra establecidas en esta tecnología y adecuada a las posibilidades prácticas. Es difícil comparar la densidad larval reportada por la literatura debido a que es expresada en siembras de larvas o huevos indistintamente.

La tecnología de mesocosmos en sistema semiintensivo, utiliza grandes tanques de cría, típicas de la producción larval extensiva (Pestana Andrade, 2012). La tabla 4 exhibe las densidades de siembra de huevos o larvas y volúmenes de trabajo usadas o propuestas por otros autores para la larvicultura en mesocosmos comparada con la empleada en este trabajo.

Tabla 4. Densidad de siembra y volumen de trabajo en larvicultura con mesocosmos

Autores	Densidad (larvas o huevos/L)	Volumen de tanques (m ³)
Dhert <i>et al.</i> (1998),	3-5	30-50
Divanach & Kentouri (2000)	0,1-1	> 100
	2-8	3-100
Benetti (2001)	4-12	20
Cunha <i>et al.</i> (2010)	2-5	> 10
Pestana Andrade (2012)	2-8	40
Gómez (2015)	2-8	30-100
Este trabajo	3	60

Sobrevivencia y rendimiento larval a los 30 d.d.e.

Para la estimación de la sobrevivencia larval se tomó los 30 d.p.e. con el mayor porcentaje de individuos que alcanzó la fase de alevinaje coincidiendo con Pestana Andrade (2012), entre otros autores. La tasa de sobrevivencia fue de 40,5 %, considerada por Prieto *et al.* (2006) como excepcional para el *E. brasiliensis*, mientras que el rendimiento obtenido de 1,2 larvas/L (Tabla 5) solo pudo ser comparado con el alcanzado por Dhert *et al.* (1998) con *S. aurata*, reportado como adecuado por este autor.

Un adecuado manejo del cultivo, la calidad del desove seleccionado y las condiciones ambientales durante el período de cría, constituyeron elementos beneficiosos que pudieron haber influido en este resultado.

Los copépodos silvestres afectados por la luz y la temperatura en otras latitudes, presentan una réplica a la hibernación (diapausa) que detienen su desarrollo (Williams-Howze, 1998), limitan su producción e inciden negativamente en la producción de larvas.

Las ventajas del mesocosmos en las regiones tropicales como Cuba, radican en la ausencia de diapausa y abundancia de especies en zonas costeras; sin embargo, su producción depende del tiempo y esta riqueza disminuye en la época de lluvia y huracanes, más acentuada en esta región del Caribe (Casas, 2001).

Esta experiencia se realizó en el mes de agosto, teniendo en cuenta la calidad del desove según criterio de excelencia (Tabla 6) y ausencia de eventuales fenómenos atmosféricos.

Tabla 5. Supervivencia en larvicultura con la tecnología de mesocosmos a los 30 d.p.e.

Autores	Supervivencia (%)	Rendimiento (larvas/L)	Especie	Observaciones
Dhert <i>et al.</i> (1998)	25-40	0.75-2	<i>S. aurata</i>	
Prieto <i>et al.</i> (2006)	30 y 40	----	<i>Eugerres brasilianus</i>	Supervivencias excepcionales
	12,5	----	<i>L. campechanus</i>	
Pestana Andrade (2012)	31,9	----	<i>S. aurata</i>	
	15,3	----	<i>P. pagrus</i>	
	25,0	----	<i>D. sargus</i>	
Este trabajo	40,5	1,2	<i>L. analis</i>	

Tabla 6. Tabla resumen de los desoves de pargo criollo (*Lutjanus analis*) durante 2013

Criterio de excelencia: larva > 860 µm; flotantes > 90 %; eclosión > 90 %										
2013	Temp. media	Desove total	Diam. huevos (mm)		Gota aceite	H. flotantes		Tasa eclosión		Días de desove
			Promedio	D.E.		Huevos	%	Larvas	%	
Meses										
Enero	25,2	0				0		0		0
Febrero	25,7	14 016 950	873	11	1,6	12 136 700	86,6	7057 206	58,1	19
Marzo	24,6	10 433 400	Sin datos		1,3	8 063 165	77,3	5 659 708	70,2	9
Abril	27,8	15 589 600	Sin datos		1,4	11 944 600	76,6	8 590 606	71,9	18
Mayo	28,0	4 445 400	849	14	1,3	3 776 100	84,9	2 851 694	75,5	18
Junio	29,4	13 925 369	826	21	1,3	95 363 579	68,5	5 684 144	59,6	14
Julio	28,9	3 707 200	847	8	1,3	1 983 875	53,5	548 750	27,7	14
Agosto	29,3	12 696 650	836	16	1,3	8 938 815	70,4	6 826 237	76,4	19
Septiembre	29,5	21 740 500	824	14	1,4	14 879 500	68,4	8 258 000	55,5	13
Octubre	28,7	19 658 000	828	16	1,2	12 981 500	66,0	8 699 152	67,0	17
Noviembre	27,9	13 352 000	829	ND	1,6	6 352 000	47,6	3 883 200	63,1	12
Diciembre	26,2	0				0		0		0
Promedio	28,0	129 565 069	Desove/día			9 059 2834	69,9	58 058 697	64,1	15,3

Sobrevivencia y rendimiento de juveniles a los 60 d.p.e.

La supervivencia larval a los 30 d.p.e. estuvo en el orden del 40,5 %, de las cuales, más del 92,7 % alcanzaron la fase de alevinaje. Al final de la experiencia (60 d.p.e.) se obtuvieron juveniles con largos de 3-5 cm, pesos entre 1 y 2 g y tasa de sobrevivencia de 17,2 % (Fig. 4) similar a la reportada por Fukusho (1993) para centros de producción de juveniles en Japón que estuvo entre 10- 20 %.

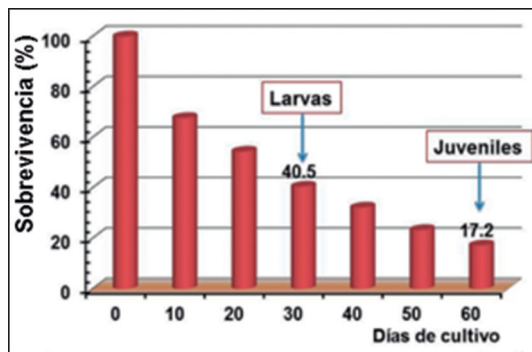


Fig. 4. Tasa de sobrevivencia de larvas y juveniles (%) de *Lutjanus analis* a los 30 y 60 d.d.e. respectivamente.

La literatura revisada no ofreció información sobre densidad de cosecha y biomasa final en experiencias similares de otros autores. En el presente caso, estos indicadores estuvieron en el orden de 0,52 juveniles/L y 0,78 kg/m³ respectivamente.

Las técnicas semiintensivas más aplicadas en cría larval comercial reportan cosechas aceptables de 3-5 juveniles/L y rendimientos adecuados de 1-4 kg/m³ (Álvarez-Lajonchere & Hernández, 2001), a partir de una densidad de siembra de 20-30 larvas/L. La diferencia entre estas técnicas y los índices productivos obtenidos con mesocosmos puede radicar en la densidad de siembra utilizada en nuestra experiencia (3 larvas/L), entre otras razones.

CONCLUSIONES

- La cría larval tradicional del pargo criollo (*Lutjanus analis*) en tanques de 500 L no sobrepasó los 18 días de cultivo.
- Se obtiene, por primera vez en la acuicultura cubana, "semilla" de peces marinos con la tecnología de mesocosmos.
- Con el uso de nauplios de copépodos en la alimentación temprana de larvas de *Lutjanus analis* con la tecnología de mesocosmos, se alcanzó la fase de alevinaje y juveniles a los 30 y 60 d.p.e. respectivamente.
- Con la implementación de esta técnica, se lograron resultados satisfactorios, en comparación con los obteni-

dos por otros autores en otras latitudes y especies diferentes que adoptaron la misma técnica.

REFERENCIAS

- Álvarez-Lajonchere, L. & Hernández Molejón, O. G. (2001). *Producción de juveniles de peces Estuarinos para un Centro en América Latina y el Caribe: Diseño, Operación y tecnología*. World Aquaculture Society, Baton Rouge, L. A. 424 pp.
- Benetti, D. (2001). Mesocosms systems for semi-Intensive larval rearing of marine fish. *Tropical Marine Farming. The Advocate*, pp. 17-18.
- Casas, R. J. J. (2001). Cultivo en mesocosmos: Un modelo de acuicultura para ser aplicado en Colombia. *Revista de Investigación y Desarrollo social*, No. 24, UMNG.
- Cunha, M., Quental-Ferreira, H., Boglione, C., Palamara, E., Gavaia, P. & Pousão-Ferreira, P. (2010). Rearing fish larvae for extensive and semi-intensive aquaculture the "natural" mesocosms system. *Aquaculture Europe*, 35(2).
- Dhert, P. (1998). Critical review of live food enrichment strategies. In J. Castell & R. Henry (Eds.), *Larval Culture Live Feed Workshop: Notes, Papers and Registrtrions List*, p. 90.
- Divanach, P. & Kentouri, M. (2000). Hatchery techniques for specific diversification on Mediterranean finfish larviculture, Cahier options Méditerranéenes. FAO Eds. *CIHEAM*, 47, 75-88.
- Duray, M. N., Alpasan, L. G. & Estudillo, C. B. (1996). Improved Hatchery rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, in large tank with small rotifers (*Brachionus plicatilis*) and *Artemia*. *Bamidgeh*, 48, 123-132.
- Duray, M. N., Estudillo, C. B. & Alpasan, L. G. (1997). Larval rearing of the grouper *Epinephelus suilus* under laboratory conditions. *Aquaculture*, 150, 63-76.
- FAO (2020). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. La sostenibilidad en acción. Roma, <https://doi.org/10.4060/ca9229es.AO>
- Fukusho, K. (1993). Mass larval rearing of finfish for sea ranching in Japan. In: D .S. Danielssen & E. Moksness (Eds.), *International Symposium: Sea Ranching of Cod and other Marine Species*, Arendal (Norway), 15-18 Jun 1993. Program and Abstracts, p. 13.
- Gómez, C. (2015). Mesocosmos larvario, experiencia con zooplankton colectado en bahía Navidad, Jalisco Invierno-primavera, <http://exemplomonstranteviam.blogspot.com/2015/04/mesocosmoprueba.html>. Extraído el 12 de abril del 2016.
- Guillaume D. et al. (2011). Status and recommendations on marine copepod culture for use as live feed. *Aquaculture*, 315, 155-166.
- Harel, M., Atia, S. B., Zlotkin, V. & Tandler, A. (1998). Mass Production of grey mullet *Mugil cephalus*. Effects of

- environmental and nutritional factors on larval performance. *Bamidgeh*, 50, 91-98.
- Holland, S., Terjesen, B. F. & Berg, L. (2003). Free amino acid and protein content in the planktonic copepod *Temora longicornis* compared to *Artemia franciscana*. *Aquaculture*, 215, 213-228.
- Kraul, S. (2006). Live food for marine fish larvae. Avances en nutrición acuícola. VIII Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. 15-17 de noviembre. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. Web: www.sihawaii.com/sydkraul
- Lavens, P. & Sorgeloos, P. (Eds.) (1996). *Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper, No. 361*, Rome, FAO, 295 pp.
- López-Mancisidor, P., Carbonell, G., Fernández, C. & Tarazona, J. V. (2008). Ecological impact of repeated applications of chlorpyrifos on zooplankton community in Mesocosms under Mediterranean conditions. *Ecotoxicology*, 17, 811-825.
- Martínez-Moreno, R., Dumas, S. & Garduño-Dionate, M. (2016). Efecto de la temperatura durante el del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* en La Paz, Baja California Sur, México. *Ciencia Pesquera*, 24(2), 31-40.
- McKinnon, A. D., Duggana, S., Nichols, P. D., Rimmer, M. A., Semmens, G. & Robino, B. (2003). The potential of tropical *paracalanoid* copepods as live feeds in aquaculture. *Aquaculture*, 223, 89-106.
- Papandroulakis, N., Kentouri, M., Maingot, E. & Divanach, P. (2004). Mesocosms: a reliable technology for larval rearing of *Diplodus puntazzo* and *Diplodus sargus*. *Aquaculture International*, 12, 345-355.
- Pestana Andrade, C. A. (2012). Red porgy *Pagrus pagrus* larvae: ontogeny and culture methods. Tesis de Doctorado en Biología Marina y Acuicultura. Universidad de Lisboa. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología Animal. Consultado en junio 2016, http://repositorio.ul.pt/bitstream/10451/7312/1/ulsd06_Carlos_Andrade.pdf
- Prieto, M., Castaño, F., Sierra J., Logato, P. & Botero, J. (2006). Alimento vivo en la larvicultura de peces marinos: Copépodos y mesocosmos. *Rev. MVZ Córdoba, supl. 1*, 30-36.
- Puello-Cruz, A. C., González-Rodríguez, B. & García-Ortega, A. (2008). Investigación en producción y uso de copépodos en larvicultura marina. En: Avances en nutrición Acuícola. IX Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. 24-27 noviembre. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León, México, pp. 90-107.
- Reyes, R., Futagawa, M., Fernández, N., Rodríguez, W., Fuente, L. & Llanes, Y. (2014). Disponibilidad de copépodos en una piscina de sedimentación. Alternativa para la alimentación larval del pargo criollo *Lutjanus analis*. *Rev. Cub. Inv. Pesq.*, 31(2).
- Rodrigues, R., Maurer, F. & Boscolo, W. R. (2015). Aditivos Na Nutrição De Peixes. *Revista Colombiana De Ciência Animal*, 2(7).
- Schipp, G. (2006). The Use of *Calanoida* Copepods in semi-intensive, Tropical Marine Fish Larviculture. In: L. Elizabeth Cruz Suarez, et al. (Eds.), Avances en Nutrición Acuícola VII, VIII Simposio Internacional de Nutrición Acuícola, 15-17 de noviembre. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León, México.
- SENAR (2019). *Piscicultura: manejo da qualidade da água*. Brasília: SENAR.
- Stottrup, J. G., Richardson, K., Kierkegaard, E. & Phil, N. S. (1986). The cultivation of *Acartiatonsa* Dana for use as live food source for marine fish larvae. *Aquaculture*, 52, 87-95.
- Toledo, J. D., Golez, M. S., Doi, M. & Ohnon, A. (1999). Use of copepod nauplii during early feeding stage of grouper *Epinephelus coioides*. *Fish. Sci.*, 65, 390-397.
- Williams-Howze, J. (1998). Dormancy in the free-living copepod orders *Cyclopoida*, *Calanoida* and *Harpacticoida* (pp. 257-321). *Oceanography and Marine Biology*, 35 (A. D. Ansell, R. N. Gilson & M. Barnes, Eds.), UCL Press.