

ARTÍCULO

Supervivencia de poslarvas de *Litopenaeus vannamei* sometidas a la prueba de estrés osmótico y su relación con el estado de muda

Survival of *Litopenaeus vannamei* postlarvae under osmotic stress and its relation with the molt stage

Elizabeth Burbano-Gallardo¹, Marco Antonio Imués-Figueroa¹, Edgar Andrés Gonzalez-Legarda¹, Luis Otavio Brito², Alfredo Olivera Galvez³ y Luis Alejandro Vinatea Arana⁴

¹Departamento de Recursos Hidrobiológicos, Facultad de Ciencias Pecuarias, Universidad de Nariño, San Juan de Pasto, Nariño, Colombia

²Departamento de Assistência Técnica e Extensão Rural, Instituto Agrônomo de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil

³Laboratório de Maricultura Sustentável, Departamento de Pesca e Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil

⁴Laboratório de Camarões Marinhos, Departamento de Aquicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. vinatea@mbox1.ufsc.br

Abstract.- This study was designed to evaluate the survival of shrimp postlarvae under osmotic stress and its relation with the molt stage. Postlarvae used were in stages PL7 to PL17. Osmotic stress was tested during intermolt stage (IM), initial premuda (PrMI) and final premuda (PrMF), determining its effect on survival. For this analysis the development of PLs gill, individuals weight and water quality parameters were taken into account. Thirty three treatments in triplicate consisting of 2 factors, moult stages (IM, PrMF and PrMI) and age of postlarvae (PL17 to PL7). The results show significant differences for the interaction molt stage and age. The highest survival was found at the intermolt stage (74.12%) from PL12.

Key words: Shrimp, salinity, age, intermolt, premuda

Resumen.- Este estudio fue diseñado para evaluar la supervivencia de poslarvas de camarón sometidas a la prueba de estrés osmótico y su relación con el estado de muda. Se utilizaron poslarvas en los estadios de PL7 a PL17 y sometidas a prueba de estrés osmótico durante la etapa de intermuda (IM), premuda inicial (PrMI) y premuda final (PrMF), determinando su efecto por medio de la supervivencia. Para dicho análisis se tuvo en cuenta el desarrollo branquial de las poslarvas, el peso de los individuos y los parámetros de calidad de agua del cultivo. Se evaluaron 33 tratamientos en triplicado conformados por 2 factores: estadios de muda (IM, PrMI y PrMF) y edad (PL7 hasta PL17). Los resultados indican diferencias significativas para la interacción estadios de muda y edad. La supervivencia más alta se presentó en la etapa de intermuda (74,12%) a partir de PL12.

Palabras clave: Camarón, salinidad, edad, intermuda, premuda

INTRODUCCIÓN

Durante los últimos años, con el desarrollo de la industria de cultivo del camarón, ha crecido la necesidad por parte de productores y compradores de semilla de garantizar la calidad de la misma, entendiéndose por calidad el buen desempeño de los animales durante el cultivo, reflejado en la resistencia a condiciones adversas y a enfermedades, altos porcentajes de supervivencia y buen crecimiento (Cuéllar-Anjel *et al.* 2010).

La supervivencia de larvas y poslarvas depende del estado de los progenitores, su condición nutricional,

mantenimiento y condiciones de desove (Racotta *et al.* 2003, Palacios *et al.* 2004, Andriantahina *et al.* 2012). Para el caso de poslarvas, su estado fisiológico o calidad se evalúa según su movilidad, desarrollo morfológico, nivel de ramificación de las branquias, presencia de lípidos en el hepatopáncreas, amplitud del sexto segmento en relación con la longitud del intestino, color, apariencia, actividad, intervalo de tallas, duración de estadios larvarios y pruebas de estrés, entre otros (Cuéllar-Anjel *et al.* 2010).

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es una especie eurihalina que tolera un amplio intervalo de salinidades (5 a 45) (Briggs *et al.* 2005). Sin embargo, el punto isosmótico es de 27,7 (Romano & Zeng 2012). Por otra parte, los intervalos de tolerancia a la salinidad y las condiciones óptimas de salinidad pueden variar durante el desarrollo ontogenético (Criales *et al.* 2011, Chong-Robles *et al.* 2014). La supervivencia de poslarvas de camarón a la prueba de estrés por salinidad se debe principalmente a la capacidad osmorreguladora de los organismos y esto depende del grado de desarrollo de la poslarva, edad, fase de muda y su condición fisiológica (Álvarez *et al.* 2004).

Las pruebas de estrés permiten dilucidar la condición de las poslarvas, ya que son usadas como criterio de control de calidad en los laboratorios de producción de semilla y en los laboratorios de investigación (Arzola *et al.* 2013). La prueba de resistencia más utilizada consiste en someter las poslarvas a un estrés de baja salinidad, que consiste en una disminución abrupta de salinidad por tiempo determinado, permitiendo la posterior recuperación de los animales.

El ciclo de muda o ecdisis afecta ciertos aspectos de la biología de los crustáceos, incluyendo la morfología del animal, el metabolismo celular, la fisiología y su comportamiento (Bonilla-Gómez *et al.* 2012, Tumburu *et al.* 2012). Los camarones peneidos mudan en intervalos de pocos días o semanas. Su ciclo de muda está dividido en etapas: posmuda, intermuda, premuda y ecdisis (Corteel *et al.* 2012). Para determinar las etapas de muda se realiza la observación microscópica de los cambios morfológicos ocurridos en los urópodos de los camarones (Corteel *et al.* 2012). Cada proceso de muda que experimenta la larva implica en cambios morfológicos y fisiológicos, que se tornan más complejas a medida que el animal se desarrolla (Galindo *et al.* 2009). El conocimiento y habilidad para determinar las etapas del ciclo de muda en las poblaciones cultivadas es una herramienta importante de manejo para la transferencia de poslarvas desde los laboratorios hasta las camaroneras (Olin & Fast 1992). La mayoría de los criterios son visuales, tales como el comportamiento natatorio. Es indispensable disponer de un método fiable y fácil para evaluar la calidad de las poslarvas producidas en laboratorio. En este sentido, el presente estudio tuvo como objetivo mejorar el proceso de aplicación de pruebas de estrés en poslarvas de *Litopenaeus vannamei* evaluando la relación existente entre la etapa de muda, edad y el estrés osmótico.

MATERIALES Y MÉTODOS

El experimento se realizó en el área de precría de Laboratorio de Camarones Marinos (LCM) de la Universidad Federal de Santa Catarina, Brasil, donde un lote de reproductores se dispuso en un estanque con volumen de 50 m³. Se aplicó un diseño completamente aleatorizado con muestreo y arreglo factorial 3 x 11 para 33 tratamientos con 3 repeticiones cada uno, en donde el factor 1 (F1) fue el estadio de muda (intermuda, premuda inicial y premuda final) y el factor 2 (F2) la edad de las poslarvas (PL7 a PL17).

Se utilizaron poslarvas de *L. vannamei* provenientes de los estanques de maduración internos, de 9 m² con 0,50 m de profundidad, salinidad de 34, temperatura de 28°C, fotoperiodo natural (13 h luz: 11 h oscuridad), en sistema de cultivo en biofloc según Avnimelech (1999): relación carbono/nitrógeno de 20:1. Igualmente, en los reproductores fue practicada la ablación ocular unilateral (solo en hembras), relación hembras/machos de 1:1 (con peso individual de 35 ± 7,2 g) y la alimentación con el 20% del peso corporal diario con calamares, poliquetos y pescado fresco. Las poslarvas resultantes fueron alimentadas con ración Potimar Active, con 35% de proteína bruta. A partir de un estanque de 50 m³ se recolectaron las muestras de poslarvas desde la edad de PL7 a PL17. El estanque fue equipado con sistema de aireación, calentador de 6000 kW y tuberías de abastecimiento de agua marina y continental.

Se trabajó con 3300 poslarvas, las que se mezclaron aleatoriamente en el lote de producción utilizado, sometiéndolas a la prueba de estrés osmótico en cada uno de los periodos de muda establecidos. Para dicha prueba se trabajó con 330 individuos para identificar su desarrollo branquial y 660 para determinar los estadios de muda. Las poslarvas fueron depositadas en tubos Falcón con alcohol al 10% y posteriormente se realizó el análisis con la ayuda de un microscopio óptico binocular (Zeiss, Axiostar plus, Gottingen) en 10X y 40X, observando la morfología de los urópodos para la clasificación de los estadios de muda de acuerdo a Robertson *et al.* (1987) y Chan *et al.* (1988). En el primer estadio de muda, denominado intermuda (IM), se observó una sola matriz celular o epidermis, seguido de un segundo estadio denominado premuda inicial (PrMI), el cual se caracterizó por un leve desprendimiento de la cutícula de la matriz celular sin la total separación de la epidermis. La última etapa de muda, denominada premuda final (PrMF), se identificó por la total separación de la matriz celular, observándose nuevas setas en desarrollo. Estas

características fueron determinadas en cada uno de los estadios poslarvas evaluados (PL7 a PL17).

Se tomaron diariamente muestras de poslarvas durante la fase de evaluación. A partir de las muestras recolectadas se determinó su estado general en relación al estadio, periodo de muda, desarrollo branquial, sometimiento a pruebas de estrés y peso seco. Del mismo modo, se determinó que las poslarvas estuvieran libres de enfermedades, observando la limpieza de las branquias y, en el caso de presentar necrosis o bacterias filamentosas, las poslarvas fueron descartadas.

Posteriormente, se tomaron 3 muestras de 10 poslarvas de cada estadio, y se observó bajo microscopio óptico binocular (Zeiss, Axiostar plus, Gottingen, Germany) el desarrollo de lóbulos branquiales y sus ramificaciones. Se contó la cantidad de divisiones de cada filamento branquial y se determinó el índice de desarrollo branquial de la población según Artiles *et al.* (1999), aplicando la fórmula:

$$DBI = RF / \text{Número de filamentos}$$

$$DBP = DBI / \text{Número de poslarvas}$$

donde, DBI= Desarrollo branquial de cada individuo; RF= número de divisiones de cada filamento; y DBP= desarrollo branquial de la población analizada.

Para la prueba de estrés osmótico se tomaron, por medio de una pipeta de 100 ml, 3 muestras de 100 poslarvas del lote de producción, las cuales se mantuvieron en salinidad de 35. Las poslarvas fueron contadas y depositadas por triplicado en vasos de precipitado de 1L con agua de salinidad 0, sometiéndolas de esta forma a un cambio brusco de salinidad. Las poslarvas se mantuvieron en estas condiciones por 30 min, regresándose posteriormente a la salinidad inicial (35) durante otros 30 min. Al término de este tiempo se contó el número de poslarvas sobrevivientes en cada recipiente expresado como porcentaje del número inicial. Las larvas sobrevivientes a la prueba no se devolvieron al estanque de cultivo, siendo automáticamente descartadas.

Diariamente, se realizó la medición de los parámetros de calidad de agua del cultivo de poslarvas, oxígeno disuelto y temperatura (sonda YSI 550A), pH (pH metro, YSI pH100), salinidad (refractómetro, Zhifong, FG-102) y transparencia (disco de Secchi). Estos parámetros fueron determinados 2 veces al día, a las 7:00 y 17:00 h.

Se tomaron del cultivo 3 submuestras de 50 poslarvas, tanto al inicio como al final del experimento, para estimar

la tasa de crecimiento específico. Las submuestras se depositaron en un crisol con papel aluminio previamente deshidratado durante 24 h con la ayuda de una estufa de secado (DeLeo, DL-AFDT, Brasil, Porto Alegre) a temperatura constante de 60°C. Posteriormente, se determinó el peso seco empleando balanza analítica. La Tasa de crecimiento específica (TEC) se determinó de acuerdo a Heinsbroek (1990) con la fórmula:

$$TEC = 100 \times (\ln pf - \ln pi) / T$$

donde pf= peso final; pi= peso inicial y T= tiempo.

Esto se realizó para cada una de las edades y en cada estadio de muda definidos. Para el análisis estadístico de los datos se utilizó un generador de números aleatorios (Excel, Microsoft) para aleatorizar la distribución de los tratamientos. Para la comparación de los valores de supervivencia de las poslarvas ante la prueba de estrés, atendiendo a la edad y a las etapas de muda, los datos fueron consignados como porcentajes y transformados mediante una función arco seno. La homogeneidad de varianzas se evaluó mediante la prueba de Bartlett y el supuesto de independencia mediante la prueba de Durbin-Watson. Se utilizó un test de ANOVA multifactorial ($P < 0,05$) para determinar el efecto de los factores sobre la supervivencia de las poslarvas sometidas al estrés osmótico. En los casos en los cuales se encontraron diferencias significativas entre los grupos se realizó una prueba de comparación múltiple de Tukey ($P < 0,05$). Todas las pruebas se efectuaron utilizando el software Statgraphics Centurion 2010 Microsoft.

RESULTADOS

Los parámetros físicos y químicos de temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, pH y transparencia medidos diariamente durante el periodo de estudio fueron considerados normales a lo largo de todo el experimento (Tabla 1).

En la Tabla 2 se muestra el desarrollo branquial de las poslarvas evaluadas y se indica el conteo de filamentos branquiales en cada una de las edades, observándose un desarrollo inicial de 4 filamentos para PL7 y la presencia de 14 filamentos para PL17. De igual forma, se determinaron los valores del índice de desarrollo branquial individual (DBI) con un valor inicial de 0,50 para PL7 y 0,88 para PL11, y el índice de desarrollo poblacional (DBP) con 0,017 para PL7 y 0,029 para PL11. A partir de PL12 en adelante no se calcularon estos índices puesto que la cantidad de ramificaciones en estas edades son muy abundantes y no permiten su conteo.

Tabla 1. Parámetros físicos y químicos medidos en el estanque de producción de poslarvas / Physico-chemical parameters measured in tank postlarvae production

Parámetros	Promedio y D.E
Temperatura (°C)	29,30 ± 0,93
Oxígeno (mg L ⁻¹)	5,73 ± 0,25
Salinidad	35 ± 0,00
pH	8,18 ± 0,16
Transparencia (cm)	37,18 ± 2,79

Tabla 2. Desarrollo branquial de las poslarvas y conteo de filamentos branquiales para cada una de las edades / Gill development of postlarvae and counting indicated gill filaments in each of the ages

Edad	N° Filamentos	RF	DBI	DBP
PL7	4	2	0,50	0,017
PL8	5	2	0,40	0,013
PL9	6	4	0,67	0,022
PL10	7	6	0,86	0,029
PL11	8	7	0,88	0,029
PL12	9	Altamente ramificadas		
PL13	10	Altamente ramificadas		
PL14	11	Altamente ramificadas		
PL15	12	Altamente ramificadas		
PL16	13	Altamente ramificadas		
PL17	14	Altamente ramificadas		

DBI (Desarrollo branquial de cada individuo) = RF (Número de divisiones de cada filamento) / Número de filamentos
 DBP (Desarrollo branquial de la población analizada) = DBI / Número de poslarvas

Tabla 3. Interacción entre factores para porcentaje de supervivencia de poslarvas sometidas a prueba de estrés osmótico durante sus etapas de muda y edad / Interaction factors for percent survival of postlarvae tested osmotic stress during molting stages and age

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	F	P
Tratamientos	19,5913	32	0,612227	64,06	0,0000*
A: Factor1	2,42484	2	1,21242	126,86	0,0000*
B: Factor2	16,6876	10	1,66876	174,60	0,0000*
Interacciones AB	0,47884	20	0,023942	2,51	0,0028*
Error experimental	0,630789	66	0,0095574		
Total	20,222	98			

*Existen diferencias significativas ($P < 0,05$)

Los resultados de supervivencia obtenidos de la prueba de estrés osmótico realizada en las diferentes etapas de muda y edad de las poslarvas presentaron diferencias estadísticamente significativas para ambos factores y sus interacciones ($P = 0,0028$) (Tabla 3). El promedio de supervivencia en la etapa de intermuda fue del 74,12%, mientras que en la etapa de premuda inicial alcanzó el 60,24% y en la etapa de premuda final llegó solo a 46,73%, indicando que la supervivencia más alta se presentó en la etapa de intermuda.

En la Tabla 4 se presenta la supervivencia de las poslarvas a la prueba de estrés osmótico en cada una de las edades evaluadas con las comparaciones entre todos los pares de tratamientos. El análisis mostró diferencias significativas entre grupos de tratamientos (interacción entre muda y edad). En las etapas de premuda para las edades de PL7 a PL17 se presentaron valores bajos de supervivencia en relación a la fase de intermuda. Los mejores valores de supervivencia (91 al 100%) se obtuvieron la fase de intermuda, en las edades de PL15 a PL17.

Durante el periodo de estudio las poslarvas presentaron una tasa de crecimiento del 41%, lo que significa que los animales incrementaron diariamente su masa corporal viéndose reflejado en la variable peso, presentando un promedio de peso seco inicial de $0,18 \pm 0,027$ mg en estadio de PL7 y peso seco final de $15,42 \pm 0,267$ mg en PL 17.

Tabla 4. Interacción de la edad y el estado de muda sobre la supervivencia de poslarvas de *L. vannamei* sometidas a la prueba de estrés osmótico / Interaction of age and molting on the survival of *L. vannamei* poslarvae under osmotic stress test

Tratamiento	Muda-Edad	Media %	Grupos homogéneos
23	PrMF-PL7	0,00	X
12	PrMI-PL7	1,67	XX
24	PrMF-PL8	4,67	XX
1	IM-PL7	9,33	XX
25	PrMF-PL9	12,00	X
13	PrMI-PL8	12,00	XX
2	IM-PL8	14,30	XX
14	PrMI-PL9	15,00	XX
26	PrMF-PL10	18,30	XX
15	PrMI-PL10	38,00	XX
27	PrMF-PL11	48,30	XX
28	PrMF-PL12	53,60	XX
3	IM-PL9	56,00	XXX
30	PrMF-PL14	61,00	XXXX
29	PrMF-PL13	62,60	XXXX
4	IM-PL10	64,00	XXXX
16	PrMI-PL11	72,60	XXXX
32	PrMF-PL16	72,00	XXXX
19	PrMI-PL14	77,30	XXXXX
18	PrMI-PL13	82,30	XXXXX
17	PrMI-PL12	83,30	XXXXX
31	PrMF-PL15	85,00	XXXXX
21	PrMI-PL16	89,00	XXXXX
5	IM-PL11	91,30	XXXXX
20	PrMI-PL15	92,30	XXXXX
8	IM-PL14	94,30	XXXXX
10	IM-PL16	94,60	XXXX
9	IM-PL15	96,00	XXXX
33	PrMF-PL17	96,30	XXXX
7	IM-PL13	96,60	XXXX
6	IM-PL12	98,60	XXX
22	PrMI-PL17	99,00	XX
11	IM-PL17	100,00	X

La Prueba de Tukey, mediante letras diferentes, indica que hay diferencias estadísticamente significativas

DISCUSIÓN

Los parámetros físicos y químicos del agua (temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, pH y transparencia) medidos diariamente durante el periodo de estudio resultaron dentro de los valores recomendados para el cultivo de camarón marino (Van Wyk & Scarpa 1999).

Las supervivencias obtenidas en la prueba de estrés osmótico se presentaron más altas en la etapa de intermuda (74,12%). En relación en edades la supervivencia fue mayor en el estadio de PL17 (98,44%). Estos resultados sugieren que la tolerancia al estrés osmótico se incrementa a medida que aumenta la edad de las larvas, pero con una tendencia

mucho mayor cuando las poslarvas se encuentran en fase de intermuda (IM), siendo más baja en la fase de premuda final (PrMF). La sensibilidad al estrés osmótico se incrementa a medida que avanza el ciclo de muda y la misma disminuye con la edad.

Probablemente el ciclo de muda y las diferentes concentraciones de salinidad influyen en la absorción de nutrientes de los camarones, los cuales se muestran más débiles en las fases de premuda inicial (PrMI) y premuda final (PrMF), puesto que existen alteraciones en el metabolismo de los aminoácidos (Shinji *et al.* 2012a), en la digestibilidad aparente de carbohidratos y lípidos de los alimentos (Gucic *et al.* 2013), en la capacidad osmótica, hemocianina, glucosa, glucógeno en el hepatopáncreas (Galindo *et al.* 2009) y la capacidad osmótica y proteína total (Bonilla-Gómez *et al.* 2012). Las actividades enzimáticas digestivas están fuertemente afectadas por el ciclo de la muda en *L. stylirostris* como una respuesta fisiológica a las exigencias metabólicas de energía y nutrientes (Casillas-Hernández *et al.* 2002).

Ceccaldi (1997) señala que esta conducta puede deberse al hecho de que en el proceso de despojarse del exoesqueleto algunas estructuras como la boca, el esófago y parte del estómago dejan de ser funcionales. Estas estructuras poseen una capa de quitina que es continuación de las capas externas, y que se desprenden junto con el antiguo exoesqueleto impidiendo que se sigan realizando las funciones normales de prensión, tránsito y molienda del alimento. Por otro lado, durante el proceso de muda las branquias quedan parcialmente inutilizadas por la misma causa y las poslarvas solo vuelven a respirar normalmente después de adquirir la rigidez necesaria. Según Vega *et al.* (1999) este proceso de desprendimiento de las capas quitinosas del sistema digestivo comienza durante la premuda final, en la cual el animal no puede comer desde ese momento, por lo que pasa a utilizar los lípidos y carbohidratos de reserva para llevar con éxito las etapas subsecuentes de la muda como la construcción del nuevo exoesqueleto.

En el análisis para el factor 2 (edad), el desarrollo branquial determinó que a mayor edad mayor es la presencia de filamentos branquiales. De igual forma, el índice de desarrollo branquial individual (DBI) y poblacional (DBP) resultaron ser directamente proporcionales a la edad de las poslarvas. Es posible sugerir que, dado el papel de las branquias en la osmoregulación, al menos parte del aumento de la supervivencia puede deberse a un mayor desarrollo

branquial en larvas de mayor edad. Sin embargo, no es el único factor porque las etapas del ciclo de muda también están influidas por la supervivencia.

La interacción entre los 2 factores (etapas de muda y edades) aumentaron a medida que aumentó la edad de las poslarvas, por lo que se determinó que los mejores tratamientos para realizar dichas pruebas de estrés que demuestren su calidad deberían ser realizadas en la etapa de intermuda y en las edades de PL15 a PL17. La sobrevivencia a la prueba de estrés en poslarvas de camarón es considerada buena cuando los valores son superiores a 75% (ABCC 2012). Valores obtenidos a partir de PL11 en IM, PL12 en PRMI y PL17 en PrMF dieron los mayores resultados de sobrevivencia cuando fueron analizados bajo el efecto de la interacción edad y estadio de muda.

Arzola *et al.* (2013) observaron valores entre 94,4 y 99,8% de supervivencia de poslarvas (PL 12) durante las diferentes combinaciones de salinidad (5, 15, 25, 35 y 45) y temperatura (15, 20, 25, 30 y 35°C), probablemente debido al desarrollo integral de los arcos branquias en la fase de PL 12, que están directamente ligados al proceso de osmorregulación. Esta tolerancia a las variaciones de salinidad ocurre cuando la capacidad osmoregulatoria de esta especie sigue aumentando gradualmente, al menos hasta PL35. Según Criales *et al.* (2011) entre la PL35 y la PL55 (*Farfantepenaeus duorarum*) no hubo diferencias y las larvas ya habrían alcanzado en esta etapa la máxima capacidad osmoregulatoria.

Según Rees *et al.* (1994), a edades tempranas la capacidad de osmorregulación de las poslarvas es deficiente debido a que las estructuras que realizan dicha función (branquias) no están completamente ramificadas y su área de intercambio no es suficiente para compensar un choque osmótico o todavía no pueden realizar un intercambio iónico eficiente. Otros estudios demostraron que factores como la hormona hiperglicémica (Shinji *et al.* 2012b) y los perfiles metabólicos de la hemolinfa (Jagabattula *et al.* 2013) se modifican de acuerdo a las diferentes salinidades en las cuales los camarones fueron sometidos y pueden influir en su desarrollo.

Los valores de peso medio de las poslarvas varían de acuerdo con las densidades de cultivo, origen de los reproductores, calidad de agua y del alimento proporcionado. Los resultados promedio finales de peso seco $15,42 \pm 0,267$ mg en PL 17 en este trabajo indicaron que los camarones fueron bien alimentados y este factor no influyó en las sobrevivencias obtenidas. En resumen,

los resultados de esta investigación pueden contribuir en la mejora de los protocolos usados para determinar la calidad de las poslarvas de *L. vannamei* que son comercializadas por laboratorio de producción. Dentro de los protocolos para determinar la calidad de las poslarvas se debe tener en cuenta el ciclo de la muda del camarón, ya que al presentarse bajas supervivencias en la prueba de estrés no necesariamente significa que el lote de sea de mala calidad.

Se concluye que, dada la interacción existente entre edad y etapa del ciclo de muda, las pruebas de estrés osmótico deberían hacerse solo con animales en intermuda y en poslarvas no menores al estadio 12 para individuos cultivados en agua de salinidad de 35 y temperatura de 29°C.

AGRADECIMIENTOS

Los autores desean agradecer a Consejo Nacional de Desarrollo Científico y Tecnológico (CNPq). Los autores también desean agradecer a Felipe do Nascimento Vieira, José Luiz Pedreira Mourão, Carlos Manoel do Espírito Santo (Laboratorio de Camarones Marinos, Departamento de Acuicultura, Universidad Federal de Santa Catarina, Brasil) por sus contribuciones en este estudio. Se agradece también a los árbitros anónimos por sus valiosas sugerencias. Luis Vinatea fue becario de investigación del CNPq.

LITERATURA CITADA

- ABCC. 2013.** Boas práticas de manejo e biossegurança para a carcinicultura marinha nacional, 58 pp. Associação Brasileira de Criadores de Camarão, Natal.
- Álvarez AL, IS Racotta, O Arjona & E Palacios. 2004.** Salinity stress test as a predictor of survival during growout in Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Aquaculture* 237: 237-249.
- Andriantahina F, X Liu, H Huang, J Xiang & C Yang. 2012.** Comparison of reproductive performance and offspring quality of domesticated Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture* 324-325: 194-200.
- Artiles M, B Jaime & L Pérez-Jar. 1999.** Evaluación de la calidad de poslarvas de camarón blanco *Penaeus schmittii* mediante diferentes pruebas de estrés. *Revista de Investigaciones Marinas* 20(1-3): 93-102.
- Arzola GJ, V Pablo-Piña, S Mario-Nieves & J María-Medina. 2013.** Supervivencia de poslarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a diferentes salinidades y temperaturas *Revista MVZ Córdoba* 18(Supl): 3618-3625.

- Avnimelech Y. 1999.** Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture* 176(3-4): 227-235.
- Bonilla-Gómez JS, X Chiappa-Carrara, C Galindo, G Jeronimo, G Cuzon & G Gaxiola. 2012.** Physiological and biochemical changes of wild and cultivated juvenile pink shrimp *Farfantepenaeus duorarum* (Crustacea: Penaeidae) during molt cycle. *Journal of Crustacean Biology* 32(4): 597-606.
- Briggs M, S Funge-Smith, RP Subasinghe & M Phillips. 2005.** Introductions and movement of two penaeid shrimp species in Asia and the Pacific. *FAO Fisheries Technical Paper* 476: 1-63.
- Casillas-Hernández R, F Magallón, G Portillo, O Carrillo, H Nolasco & F Vega-Villasante. 2002.** La actividad de proteasa, amilasa y lipasa durante los estadios de muda del camarón azul *Litopenaeus stylirostris*. *Revista de Investigaciones Marinas* 23(1): 35-40.
- Ceccaldi H. 1997.** Anatomy and physiology of the digestive system. In: Abramo L, D Conklin & D Akiyama (eds). *Crustacean nutrition, advances in world aquaculture*, pp. 261-291. The World Aquaculture Society, Baton Rouge.
- Chan SM, M Susan, SM Rankin & LL Keeley. 1988.** Characterization of the molt stages in *Penaeus vannamei*: Setogenesis and hemolymph levels of total protein, ecdysteroids, and glucose. *The Biological Bulletin* 175: 185-192.
- Chong-Robles J, G Charmantier, V Boulo, J Lizárraga-Valdéz, LM Enríquez-Paredes, I Giffard-Mena. 2014.** Osmoregulation pattern and salinity tolerance of the white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) during post-embryonic development. *Aquaculture* 422-423: 261-267.
- Corteel M, JJ Dantas-Lima, M Wille, V Alday-Sanz, MB Pensaert, P Sorgeloos & HJ Nauwynck. 2012.** Moulting cycle of laboratory-raised *Penaeus (Litopenaeus) vannamei* and *P. monodon*. *Aquaculture International* 20: 13-18.
- Criales MM, IC Zink, JÁ Browder & TL Jackson. 2011.** The effect of acclimation salinity and age on the salinity tolerance of pink shrimp postlarvae. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 409: 283-289
- Cuéllar-Anjel J, C Lara, V Morales, AD Gracia & OG Suárez. 2010.** Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*, 132 pp. OIRSA-OSPESCA, Panamá.
- Galindo C, G Gaxiola, G Cuzon & X Chiappa-Carrara. 2009.** Physiological and biochemical variations during the molt cycle in juvenile *Litopenaeus vannamei* under laboratory conditions. *Journal of Crustacean Biology* 29(4): 544-549.
- Gucic M, E Cortés-Jacinto, R Civera-Cerecedo, D Ricque-Marie & LR Martínez-Córdova. 2013.** Apparent carbohydrate and lipid digestibility of feeds for whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae), cultivated at different salinities. *Revista de Biología Tropical* 61(3): 1201-1213.
- Jagabattula SD, K Ambasankar, R Rajendran, V Rajaram & M Muralidhar. 2013.** Effect of abiotic salinity stress on haemolymph metabolic profiles in cultured tiger shrimp *Penaeus monodon*. *International Journal of Bioresource and Stress Management* 4(2): 339-343.
- Heinsbroek L. 1990.** Growth and feeding of fish, 93 pp. Department of Fish Culture and Fisheries, Wageningen Agricultural University, Wageningen.
- Olin P & W Fast. 1992.** Penaeid PL harvest, transport, acclimation and stocking. In: Fast AW & LJ Lester (eds). *Marine shrimp culture: Principles and practices*, pp. 301-320. Elsevier Science Publishers, Amsterdam.
- Palacios E, A Bonilla, A Pérez, IS Racotta & R Civera. 2004.** Influence of highly unsaturated fatty acids on the responses of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) postlarvae to low salinity. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 299: 201-215.
- Racotta IS, E Palacios & AM Ibarra. 2003.** Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture* 227: 107-130.
- Rees J, K Cure, S Piyatiratitivorakul, P Sorgeloos & P Menasveta. 1994.** Highly unsaturated fatty acid requirements of *Penaeus monodon* postlarvae an experimental approach based on *Artemia* enrichment. *Aquaculture* 122(3): 193-207.
- Robertson L, W Bray, J Leung-Truillo & A Lawrence. 1987.** Practical molt staging of *Penaeus setiferus* and *Penaeus stylirostris*. *Journal of the World Aquaculture Society* 18: 180-185.
- Romano N & C Zeng. 2012.** Osmoregulation in decapod crustaceans: implications to aquaculture productivity, methods for potential improvement and interactions with elevated ammonia exposure. *Aquaculture* 334-337: 12-23.
- Shinji J, T Okutsu, V Jayasankar, S Jasmani & MN Wilder. 2012a.** Metabolism of amino acids during hyposmotic adaptation in the whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Amino Acids* 43(5): 1945-1954.
- Shinji J, BJ Kang, T Okutsu, K Banzai, T Ohira, N Tsutsui & MN Wilder. 2012b.** Changes in crustacean hyperglycemic hormones in Pacific whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei* subjected to air-exposure and low-salinity stresses. *Fisheries Science* 78: 833-840.

Tumburu L, EF Shepard, AE Strand & CL Browdy. 2012. Effects of endosulfan exposure and Taura Syndrome Virus infection on the survival and molting of the marine penaeid shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Chemosphere* 86: 912-918.

Vega F, I Fernández, R Preciado, M Oliva, D Tovar & H Nolasco. 1999. The activity of the digestive enzymes during the molting stages of the arched swimming *Callinectes arcuatus* Ordway, 1863 (Crustacea: Decapoda: Portunidae). *Bulletin of Marine Science* 65(1): 1-9.

Van Wyk P & J Scarpa. 1999. Water quality requirements and management. In: Van Wyk P, M Davis-Hodgkins, R Laramore, KL Main, J Mountain & J Scarpa (eds). *Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems*, pp. 141-162. Florida Department of Agriculture and Consumer Services / Harbor Branch Oceanic Institute, Florida.

Recibido el 29 de diciembre 2014 y aceptado el 13 de mayo de 2015

Editor: Claudia Bustos D.