

**ORIGINAL ARTICLE / ARTÍCULO ORIGINAL****EFFECT OF HEAT SHOCK ON THE VITALITY OF LARVAE *CRYPHIOPS CAEMENTARIUS* (DECAPODA, PALAEMONIDAE)****EFFECTO DEL SHOCK TÉRMICO EN LA VITALIDAD DE LARVAS DE *CRYPHIOPS CAEMENTARIUS* (DECAPODA, PALAEMONIDAE)**Walter Reyes A.<sup>1</sup>, Henry Luján M.<sup>2</sup> & Laura Moreno F.<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Laboratorio de Acuicultura. Departamento de Biología, Microbiología y Biotecnología.  
Facultad de Ciencias. Universidad Nacional del Santa. Perú.  
wreyes\_avalos@hotmail.com

<sup>2</sup>Asociación Acuicultura y Desarrollo (AQUADES), Chimbote, Ancash, Perú.

The Biologist (Lima), 2014, 12(2), jul-dec: 223-235.

**ABSTRACT**

The aim was to evaluate the effect of heat shock of short duration on the vitality of larvae of *Cryphiops caementarius*. For sublethal effects were employed three populations of larvae 12 to 24 h hatched in 100 mL containers. The density was 100 larvae L<sup>-1</sup>. Larvae maintained at 22°C (control) were immediately transferred to 7°C, 10°C and 15°C (cold thermal shocks) and 28°C, 30°C and 32°C (hot thermal shocks), evaluating the larval swimming index every 2 min for 60 min. For the vitality test were employed for the same treatments as the sublethal effects, but one single population of larvae had a density of 200 larvae L<sup>-1</sup> and only 10 min of exposure to test temperatures and then to make larval rearing under normal conditions. The larvae were more sensitive to the very extreme thermal shock (22°C to 7°C and 22°C to 32°C). The vitality of the larvae was altered only in extreme hot heat shock (22°C to 30°C and 22°C to 32°C) causing decreased survival during development to reach the stage zoea 3, whereas in the other thermal shocks larvae developed normally until zoea 6.

**Keywords:** Larvae, prawn, swimming, temperature, vitality.

**RESUMEN**

El objetivo fue evaluar el efecto del shock térmico de corta duración en la vitalidad de larvas de *Cryphiops caementarius*. Para el efecto subletal fueron empleadas tres poblaciones de larvas de 12 a 24 h de eclosionadas y fueron utilizados recipientes de 100 mL. La densidad fue de 100 larvas L<sup>-1</sup>. Las larvas mantenidas a 22°C (control) fueron transferidas inmediatamente a 7°C, 10°C y 15°C (shocks térmicos fríos) y a 28°C, 30°C y 32°C (shocks térmicos calientes), evaluándose el Índice de Natación Larval cada 2 min y durante 60 min. Para la prueba de vitalidad fueron empleados los mismos tratamientos que para el efecto subletal, pero una sola población de larvas y a la densidad de 200 larvas L<sup>-1</sup> y solo 10 min de exposición a las temperaturas de prueba para luego realizar crianza larval en condiciones normales. Las larvas fueron más sensibles a los shocks térmicos muy extremos (22°C a 7°C y 22°C a 32°C). La vitalidad de las larvas fue alterada solo en extremos shock térmicos calientes (22°C a 30°C y 22°C a 32°C) que ocasionaron disminución de la sobrevivencia durante el desarrollo hasta alcanzar el estadio de zoea 3; en cambio en los otros shocks térmicos las larvas desarrollaron normalmente hasta zoea 6.

**Palabras clave:** Camarón, larvas, natación, temperatura, vitalidad.

## INTRODUCCIÓN

Los cambios en la temperatura del agua influyen en los procesos metabólicos de los animales ectotérmicos e inducen respuestas para mitigar el efecto de la temperatura sobre el metabolismo (Aji 2012). Los crustáceos euritermos sobreviven a los cambios de temperatura diurna y estacional, desarrollando capacidades de resistencia y adaptación, cambiando su comportamiento, fisiología, crecimiento y metabolismo (Whiteley *et al.* 1997, Crossin *et al.* 1998, Jury & Watson 2000, Storch *et al.* 2009).

En crustáceos no se conocen receptores térmicos específicos, pero es posible explicar la sensibilidad térmica por participación de neuronas que pueden responder a cambios térmicos (Jury & Watson 2000, Lagerspetz & Vainio 2006). Sin embargo, se han reportado mecanismos por el cual los crustáceos decápodos mantienen su homeostasis frente a variaciones de temperatura. Cuando la temperatura del agua es menor al del hábitat, el pH de la hemolinfa se mantiene constante (Whiteley *et al.* 1997), se reduce la concentración de magnesio para incrementar el rendimiento cardíaco y ventilatorio (Frederich *et al.* 2000, 2001) y hay incremento de nutrientes para el metabolismo (Woods *et al.* 2003). En cambio, cuando la temperatura es mayor a la del hábitat, hay catabolismo de lípidos (Anger 1987), modificación en la composición de la hemocianina (Terwilliger & Dumler 2001) y síntesis de proteínas del shock térmico presentes en todos los procariontes y eucariotes cuya expresión es regulada por perturbaciones fisiológicas o por estresores como la elevación de la temperatura (Stillman & Somero 2001, Robert 2003); siendo esta reacción universal en todos los organismos (Ravaux *et al.* 2003).

Sin embargo, cuando la temperatura del agua es extremadamente alta o baja a la del hábitat

de los crustáceos, se produce limitación de la presión de oxígeno, progresiva caída del rendimiento cardíaco y ventilatorio (Frederich *et al.* 2001), limitación de la capacidad aeróbica (Frederich & Pörtner 2000, Pörtner 2001, Pörtner 2002), siendo incluso capaces de regular su densidad mitocondrial hasta en estados recientes del desarrollo (Anger *et al.* 2003) para prolongar su actividad funcional en dichas condiciones estresantes. Luego tienden a estabilizar su actividad mediante aumento de la agitación de maxilípedos, la tasa de consumo de oxígeno y del rendimiento cardíaco (Storch *et al.* 2009).

La tolerancia a la temperatura depende de la especie y de la fisiología energética, que cambia con el desarrollo larval (Fitzgibbon & Battaglene 2012). En larvas de crustáceos la tolerancia a altas o bajas temperatura es medida aplicando tasas de cambio de temperatura, como en *Rhithropanopeus harrisi* Gould, 1841 y *Neopanope sayi* S.I. Smith, 1869 (Forward 1990), *Talipeus dentatus* H. Milne Edwards, 1834 (Storch *et al.* 2009), *Charybdis japonica* A. Milne Edwards, 1861 (Fowler *et al.* 2011), *Sagmariasus verreauxi* H. Milne Edwards, 1851 (Fitzgibbon & Battaglene 2012). Los shock termales se emplean para inducir termotolerancia en larvas de *Macrobrachium rosenbergii* De Man, 1879 (Rahman *et al.* 2004).

En camarones palaemónidos, las larvas siguen una estrategia de migración desde el agua dulce a la salobre e incluso hasta el mar (Rome *et al.* 2009) y en cada uno de estos ambientes hay variaciones de salinidad, temperatura y de otros factores. El camarón nativo *Cryphiops caementarius* Molina, 1782, realiza amplia migración diferencial a lo largo del río y tiene una distribución latitudinal en los ríos de la Vertiente Occidental de los Andes, desde el norte del Perú (06°10'S, Amaya & Guerra 1972) hasta el norte de Chile (32°26'S, Jara 1997), y dentro de esta amplitud geográfica la temperatura es de 29°C a 16°C con máximos y

mínimos de 32°C y 9°C, respectivamente (Elías 1972, Álvarez 1998, Zacarías & Yépez 2008). Los juveniles de la especie poseen un rango térmico ajustado a las temperaturas extremas de 8°C y 28°C, con adaptaciones fisiológicas para sobrevivir al ocurrir fluctuaciones acentuadas (Zúñiga & Ramos 1990).

Por otro lado, la crianza larval de *C. caementarius* es realizada entre 22°C a 25°C (Guerra *et al.* 1987, Morales & Meruane 2012), siendo la temperatura la que regula notoriamente la supervivencia, la duración de intermuda y el crecimiento larval (Álvarez 1998), pero no se conoce el efecto de shock termal en larvas recientes. Sin embargo, por la historia biótica de los congéneres de las larvas de palaemónidos y por su comportamiento fototáctico positivo que las hacen más vulnerables a los cambios de temperatura, ellos deben poseer adaptaciones para soportar amplia variación ambiental, toda vez que las larvas de crustáceos pueden sentir no solamente una tasa de cambio de temperatura sino también una cantidad absoluta de cambio de temperatura de su entorno (Forward 1990). Por consiguiente, el objetivo fue evaluar el efecto del shock térmico de corta duración en la vitalidad de larvas de *C. caementarius*.

## MATERIAL Y MÉTODOS

**Obtención de larvas:** Hembras ovíferas de *C. caementarius* (54,5 ± 0,4 mm de longitud total y 5,7 ± 0,3 g de peso total) fueron capturadas del río Lacramarca (09°07'70"S y 78°34'20"W), Provincia del Santa, Departamento de Ancash. Las hembras con embriones en diferentes estados de desarrollo fueron mantenidas individualmente en acuarios conteniendo 15 L de agua dulce y constante aireación. La temperatura del agua fue de 22,0 ± 0,2°C similar a la temperatura del agua de captura. Producida la eclosión de los

embriones las hembras fueron retiradas inmediatamente. Las larvas eclosionadas midieron 1,82 ± 0,05 mm de longitud total (punta del rostro hasta el extremo posterior del telson).

**Unidades experimentales:** Fueron utilizados siete acuarios de vidrio (0,30 m de largo, 0,22 m de ancho y 0,20 m de alto, con volumen efectivo de agua de 6 L) y dentro de cada acuario se instalaron tres recipientes cuadrados de vidrio de 100 mL. La temperatura del agua de los acuarios en los tratamientos con shock térmicos calientes fue mantenida constante con termostatos Aquarium Heather de 75w (± 0,5°C) y para los shock térmicos fríos fue empleado hielo molido. El agua potable fue previamente declorada por aireación durante 72 h y pre-aireada antes de las pruebas. La temperatura fue medida con un termómetro con bulbo de mercurio. El oxígeno disuelto del agua determinado con Oxímetro YSI55 (± 0,01 mg L<sup>-1</sup>) fue de 5,52 ± 0,05 mg L<sup>-1</sup> a 7°C y de 4,48 ± 0,08 mg L<sup>-1</sup> a 32°C. Durante las pruebas de shock térmico ningún recipiente fue aireado.

**Efecto subletal:** Se emplearon larvas de una edad entre 12 h y 24 h de nacidas de tres hembras ovíferas. Para facilitar la manipulación de las larvas y antes de iniciar las pruebas respectivas estas fueron mantenidas en un acuario con 2 L con agua dulce y aireación. Las muestras de larvas fueron extraídas al azar con un gotero de punta ancha y depositadas en vaso de precipitados de 50 mL, luego fueron filtradas con malla de zooplancton y sembradas en cada unidad experimental a la densidad de 100 larvas L<sup>-1</sup>. Las larvas mantenidas en agua a 22°C (control) fueron transferidas inmediatamente a 7°C, 10°C y 15°C (shocks térmicos fríos), y a 28°C, 30°C y 32°C (shocks térmicos calientes). El tiempo de exposición de las larvas en los diferentes shocks térmicos fue de 60 min y durante este tiempo fue evaluado, cada 2 min, el comportamiento natatorio de las larvas a

través del Índice de Natación Larval (INL):

$$\text{INL (\%)} = (\text{L} \times 100) / \text{n}$$

Donde L = Número de larvas que nadan en la columna de agua y n = Número total de larvas.

La evaluación de cada población de larvas se realizó por triplicado. No se proporcionó alimento exógeno durante las pruebas. Se consideró una larva muerta aquella sin movimientos de maxilípedos ni latidos del corazón. Una muestra de cinco larvas extraídas al azar de cada acuario fue observada con microscopio para detectar alteraciones en el movimiento de maxilípedos, en los latidos del corazón así como en la apariencia del músculo abdominal.

**Prueba de vitalidad:** Se emplearon larvas de una edad entre 12 h y 24 h de nacidas de una hembra ovífera. Los materiales, el método y los tratamientos fueron los mismos que para el efecto subletal, excepto que la densidad fue de 200 larvas L<sup>-1</sup> y el tiempo de exposición a los shocks térmicos fríos y calientes fue de 10 min, luego de este tiempo las larvas fueron inmediatamente transferidas a los acuarios con 500 mL de agua salobre (20 ‰) a 22°C para continuar con la crianza durante 30 días y para ello se alimentó con nauplios de *Artemia franciscana* una vez al día (3 nauplios mL<sup>-1</sup>), se incrementó la salinidad del agua en 1 ‰ por semana y el 50 % del agua fue renovada cada tres días. La prueba se realizó por triplicado. Los estadios larvales fueron determinados según Morales et al. (2006).

**Análisis estadístico:** Las diferencias entre medias de los tratamientos fueron determinados al 95 % por análisis de varianza de una vía y con la prueba de Tukey, analizados con SPSS Versión 18.0 para Windows.

## RESULTADOS

**Efecto subletal:** El efecto subletal medido con el INL muestra el comportamiento natatorio de las larvas de *C. caementarius* expuestas a diferentes shock térmicos, sin que ello indique que aquellas recostadas en el fondo de los recipientes estuvieran muertas. Las larvas recién eclosionadas mantenidas a 22°C (control) no alteraron su comportamiento natatorio, manteniendo el INL al 100 % durante el período experimental, iguales resultados fueron obtenidos con 22°C a 24°C y 22°C a 26°C por ello no lo consideramos en la Fig. 1. En los demás tratamientos, las larvas soportaron shocks térmicos fríos y calientes variando el INL de acuerdo a la severidad del shock; siendo perjudiciales el shock térmico frío de 22°C a 7 °C y caliente de 22°C a 32°C (Fig. 1) pues estas permanecieron vivas en el fondo de los recipientes durante aproximadamente 15 min, después del cual murieron. No hubo diferencia significativa ( $p > 0,05$ ) entre los INL de las poblaciones de larvas expuestas a todos los shock calientes y los de 22°C a 15°C; en cambio, en aquellas expuestas de 22°C a 10°C los INL fueron diferentes ( $p < 0,05$ ).

En todas las poblaciones evaluadas (Fig. 1), las larvas siguieron un mismo patrón en el comportamiento natatorio con cuatro estados: *Shock (S)*: Durante los primeros 2 min las larvas dejaron de nadar y cayeron al fondo de los recipientes. *Recuperación del shock (Rs)*: Ocurrió entre 2 a 20 min donde la mayoría de las larvas recuperaron su capacidad de natación que dependió de la severidad del shock termal. *Resistencia (R)*: La duración fue muy variable que dependió de la severidad del shock. *Agotamiento (A)*: Observado solo cuando las larvas soportaron el shock térmico caliente de 22°C a 32°C, disminuyendo el INL paulatinamente debido a la dificultad natatoria de las larvas.

En las larvas expuestas a los shock térmicos calientes de 22°C a 30°C y de 22°C a 32°C, los paquetes musculares del abdomen se observaron opacos, tanto en aquellas que

nadaron como en las que estuvieron recostadas en el fondo de los recipientes pero con signos de vida.

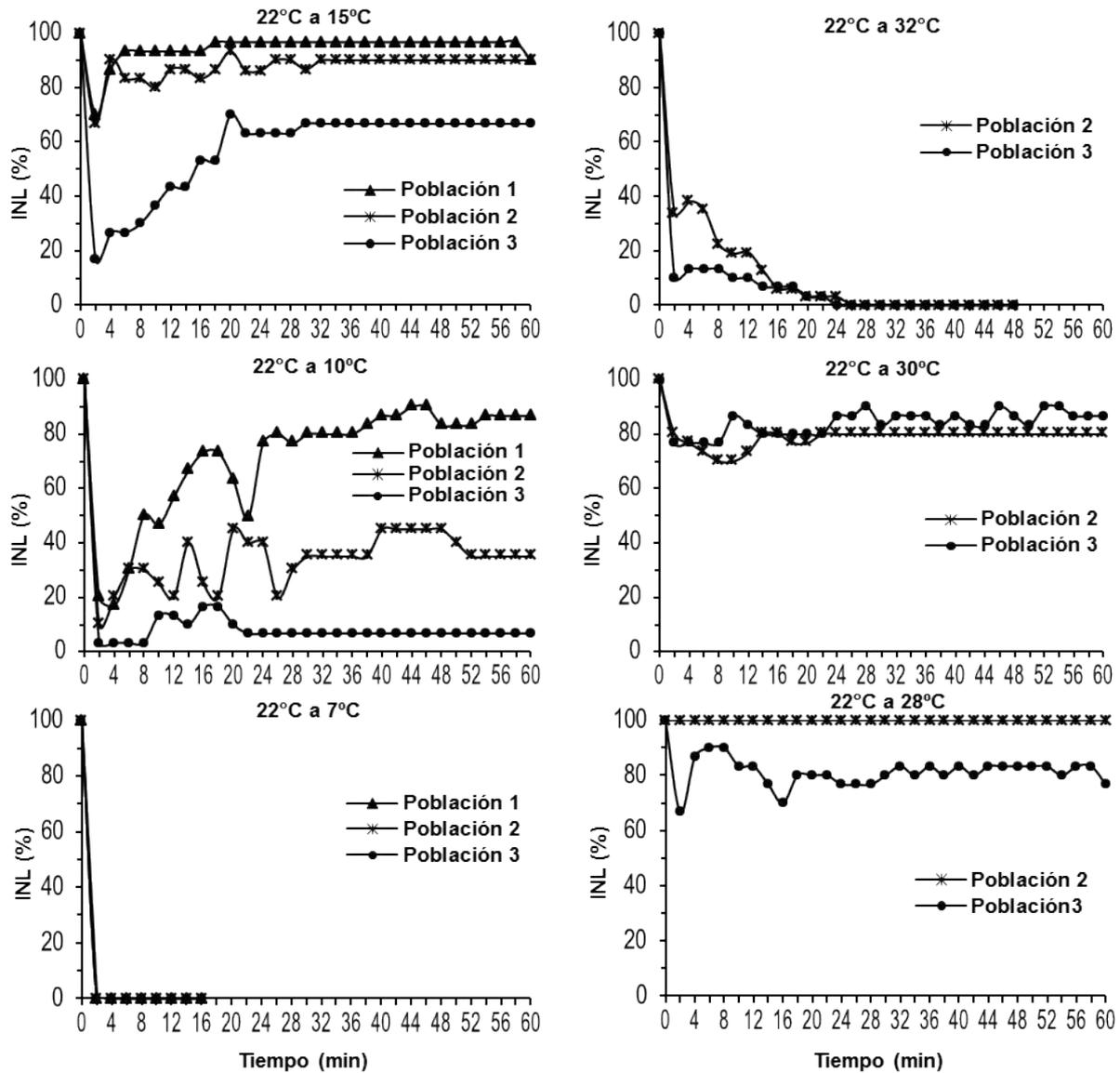
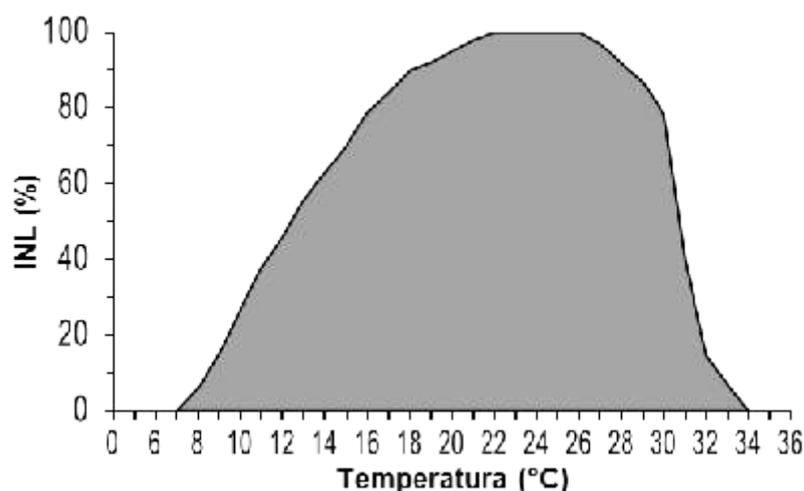


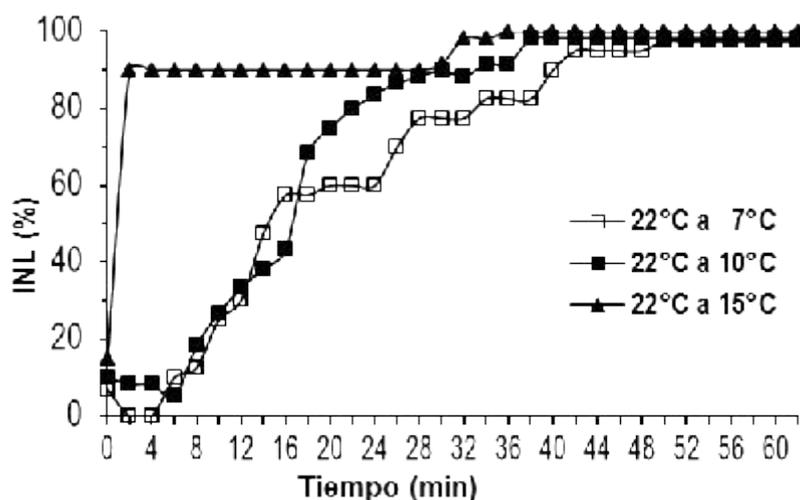
Figura 1. Variación de los Índice de Natación Larval (INL) (%) de poblaciones de larvas recién eclosionadas de *C. caementarius*, durante la exposición a shock térmicos fríos y calientes.

**Prueba de vitalidad:** Después que las larvas soportaron los shocks térmicos por 10 min, se evaluaron los INL y se obtuvo una curva de respuesta natatoria que tuvo una ligera inclinación hacia la izquierda (Fig. 2). Luego, se observó la recuperación de la natación de las larvas durante los 60 min siguientes que fue exponencial en aquellas que soportaron 10 min

de shock térmicos fríos de 22°C a 7°C y de 22°C a 10°C, sin diferencias significativas ( $p > 0,05$ ). En cambio en las que soportaron 22°C a 15°C la recuperación de la natación fue inmediata en los primeros 2 min alcanzando un INL de 90 % que se mantuvo durante 20 min sin diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) con los demás tratamientos (Fig. 3).



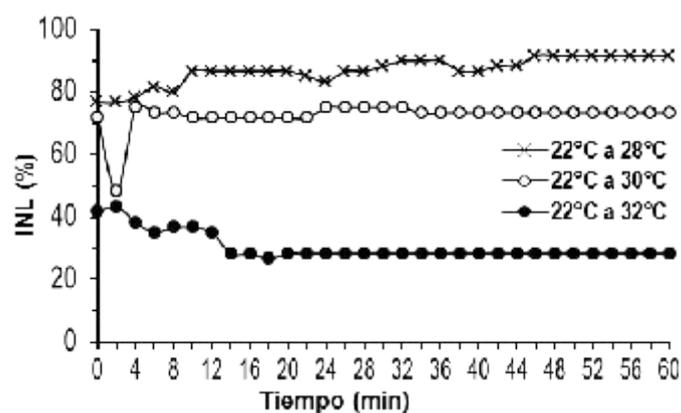
**Figura 2.** Respuesta natatoria de larvas recién eclosionadas de *C. caementarius* a 10 min de exposición en diferentes shock térmicos.



**Figura 3.** Variación de los Índice de Natación Larval (INL) (%) de larvas recién eclosionadas de *C. caementarius* en recuperación después de 10 min de exposición a shock térmicos fríos.

En el caso de las larvas que soportaron 10 min de shock térmicos calientes de 22°C a 28°C y de 22°C a 30°C, los INL se mantuvieron en 90 % y 70 %, respectivamente, excepto el de 22°C

a 32°C donde el INL disminuyó de 40 % a 30 % en 14 min que se mantuvo en esta condición a través del tiempo con diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) con los demás tratamientos (Fig. 4).

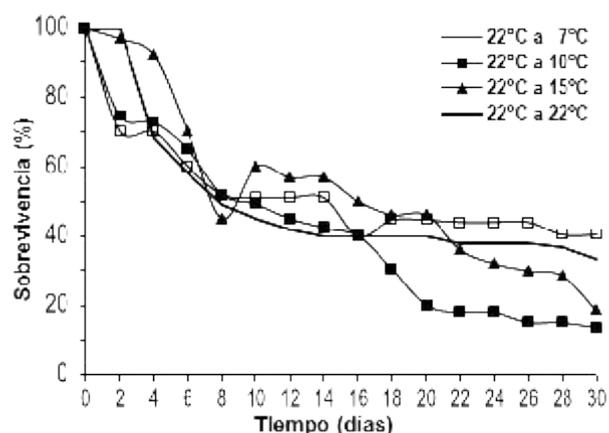


**Figura 4.** Variación de los Índice de Natación Larval (INL) (%) de larvas recién eclosionadas de *C. caementarius* en recuperación después de 10 min de exposición a shock térmicos calientes.

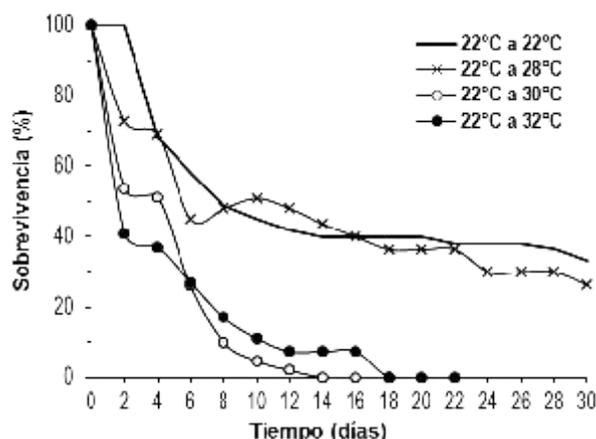
Durante el período de crianza larval la sobrevivencia de aquellas que soportaron los shocks térmicos fríos disminuyó paulatinamente conforme también lo hizo el tratamiento control, existiendo a los 30 días de crianza diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) entre aquellas que soportaron 22°C a 7°C con los demás tratamientos, excepto con el control (Fig. 5); similares resultados se obtuvieron con las larvas que soportaron el shock térmico caliente de 22°C a 28°C (Fig. 6). En todos estos tratamientos las larvas alcanzaron el estadio zoea 6 a los 26 días de crianza y además fue

observado opalescencia del músculo abdominal en aproximadamente el 10 % de la población.

En cambio en los shocks térmicos calientes de 22°C a 30°C y de 22°C a 32°C, la sobrevivencia de las larvas disminuyeron rápidamente y sin diferencias significativas, muriendo a los 14 y 18 días de crianza, respectivamente, en estadio zoea 3 (Fig. 6) y durante todo este tiempo persistió la opalescencia del músculo abdominal.



**Figura 5.** Sobrevivencia de larvas de *C. caementarius* durante el período de crianza, después de 10 min de exposición a shock térmicos fríos.



**Figura 6.** Sobrevivencia de larvas de *C. caementarius* durante el período de crianza, después de 10 min de exposición a shock térmicos calientes.

## DISCUSIÓN

Los animales euritermos generalmente exhiben una gran actividad cuando la temperatura es alta o baja alterando su estado fisiológico y su desarrollo (Spicer & Burggren 2003), en donde la sensibilidad térmica de los crustáceos puede evaluarse mediante estudios de comportamiento en gradientes de temperatura (Lagerspetz & Vainio 2006), siendo la alta sensibilidad un indicador de que las larvas de crustáceos evitan temperaturas extremas (Forward 1990). La medida del efecto subletal con el INL permitió determinar con facilidad la capacidad natatoria de las larvas como respuesta al shock termal y encontramos que las larvas de *C. caementarius* siguieron el mismo patrón de respuesta de aquellos organismos que sufren estrés, con los tres estados reportados por Barandica & Tort (2008), donde los dos primeros estados de shock (*S*) y resistencia al shock (*Rs*) corresponderían a los estados de alarma, y que según dichos autores consideran que hay activación motora y aumento de la tasa metabólica; y en los dos últimos estados el de resistencia (*R*) y agotamiento (*A*), el organismo se adaptaría a la nueva situación estresante por cambios funcionales inducidos por hormonas.

Las larvas de *C. caementarius* mantenidas a 22°C (control) y las expuestas en 22°C a 24°C y 22°C a 26°C mantuvieron el INL al 100%, lo que indicaría que son temperaturas normales para la especie, pues se reportan crianzas hasta con 25°C (Guerra *et al.* 1987, Álvarez 1998, Morales *et al.* 2006, Morales & Meruane 2012).

En cambio, las larvas que soportaron desde el shock térmico frío (22°C a 10°C) hasta el shock térmico caliente (22°C a 30°C), recuperaron la natación, lo que indicaría que las larvas nacen capacitadas para soportar durante 1 h un repentino cambio a un ambiente cuya temperatura es 8°C más alta y 12°C más baja que la temperatura normal de crianza (22°C). Las larvas recién eclosionadas de *M. amazonicum* soportan cambios bruscos de hasta 8°C durante 1 h (Guest & Durocher 1979) y larvas de *M. rosenbergii* de ocho días de edad toleran repentina transferencia de 10°C más de lo normal por 30 min (Rahman *et al.* 2004). Además, las larvas recién eclosionadas de *C. caementarius* tendrían probabilidad de vivir en un amplio rango de variación termal (10°C a 30°C), similar a lo reportado en juveniles (8°C a 28°C, Zúñiga & Ramos 1990), lo cual le confiere cualidades para el mantenimiento de las poblaciones en su ambiente natural y

explicaría su amplia distribución reportada desde los 06°10'S (Amaya & Guerra 1972) hasta los 32°26'S (Jara, 1997).

En los shocks térmicos extremos de frío (22°C a 7°C) y caliente (22°C a 32°C) la disminución brusca del INL y la muerte de las larvas en corto tiempo después de permanecer en el fondo de los recipientes, sugieren que esta serían las temperaturas de shock que sobrepasaron los límites de tolerancia de la especie. En los ríos del sur del Perú, donde se concentra las mayores densidades poblacionales de *C. caementarius* se ha reportado que la temperatura del agua fluctúa principalmente entre 19°C y 26°C (Viacava *et al.* 1978, Yépez & Bandín 1998, Zacarías & Yépez 2008), aunque también disminuye hasta 12°C en invierno (INRENA 2007); pero en el norte de Chile esta disminuye a 9°C (Álvarez 1998). Aunque, en dichos ambientes deben existir mayores variaciones de temperatura entre el día y la noche, así como cuando hay un estancamiento de agua o una estratificación térmica; datos que no están disponibles, pero en situaciones inusuales, las temperaturas extremas afectarían la sobrevivencia de las larvas. En pequeñas pozas intermareales y de agua dulce las variaciones diarias de temperatura pueden ser muy grandes ( 20°C) (Lagerspetz & Vainio 2006).

Los shock térmicos fríos (22°C a 10°C y 22°C a 15°C) que ocasionaron una disminución brusca de los INL y después de 2 min un lento pero progresivo incremento de los INL de las larvas, indicarían que estas temperaturas deben haber ocasionado adormecimiento de las larvas evidenciado por la lenta actividad natatoria que les permitió levantarse lentamente del fondo de los recipientes como signo de recuperación de la vitalidad y de lucha por la supervivencia. Este adormecimiento en la actividad natatoria de las larvas podría ser explicado según lo reportado para crustáceos adultos, quienes al reducir la tasa del metabolismo por efecto del frío (Whiteley *et*

*al.* 1997) se produce una limitada capacidad funcional de las células, incluyendo los niveles de actividad muscular (Pörtner 2002) pero prolongan su actividad por disminución de magnesio en la hemolinfa para soportar el estrés termal (Frederich *et al.* 2001). Además, la recuperación de la natación de las larvas conforme avanzó el tiempo indicaría que hubieron mecanismos que activaron la natación para escapar de temperaturas desfavorables como lo sucedido en la primera zoea de *T. dentatus* que viven a 10,5°C, pero que muestran compensación a fríos más extremos por el aumento de la tasa de batimiento de maxilípedos, la tasa de consumo de oxígeno y un mejor rendimiento cardíaco (Storch *et al.* 2009).

En cambio, en los shocks térmicos calientes (22°C a 28°C y 22°C a 30°C), que no causaron fuerte alteración de los INL, las larvas resistieron, aparentemente, el estrés termal durante el período experimental; sin embargo, en la prueba de vitalidad estas temperaturas fueron perjudiciales para continuar con su desarrollo normal. Las altas temperaturas son perjudiciales tanto en crustáceos adultos (Chung & Reyes-Vásquez 1977) como en juveniles (Zúñiga & Ramos 1990) y más aún en larvas (Vega & De La Cruz 1988, Forward 1990, Anger *et al.* 2004, Fitzgibbon & Battaglene 2012) porque alteran las moléculas orgánicas que participan en reacciones bioquímicas.

Las diferentes variaciones de los INL de las poblaciones de larvas, a través del tiempo, dentro de cada tratamiento y entre tratamientos, en los shocks fríos y calientes, que fueron significativos ( $p < 0,05$ ), sugieren primero, que las larvas respondieron favorablemente a los shock térmicos como una estrategia de defensa y de supervivencia ante el impacto ambiental, similar a lo registrado para especies marinas (Tomanek 2010) y segundo, esta estrategia indicaría que hubieron varias calidades de larvas y que además podrían

indicar un reflejo de las condiciones nutricionales de donde procedieron los reproductores, pues se conoce que la calidad de las larvas es consecuencia de la nutrición de la hembra (Harrison 1990, Cahú 1998), cuyos nutrientes deben permitir obtener larvas de buena condición fisiológica.

La forma de la curva de respuesta natatoria de las larvas de *C. caementarius* con solo 10 min de exposición a los diferentes shock termales, sería un indicador de que los shock térmicos fríos no fueron tan perjudiciales para la supervivencia y vitalidad de las larvas como los shock térmicos calientes. En larvas recientes de *S. verreauxi* las temperaturas calientes resulta en rápida mortalidad, mientras que a temperaturas frías la mortalidad es más crónica (Fitzgibbon & Battaglene 2012). Además, los signos de alteraciones funcionales, como disminución de latidos cardíacos y del movimiento de maxilípedos de las larvas serían indicadores de activación de ciertos mecanismos fisiológicos para evitar la rápida muerte, tanto en condiciones extremadamente frías como en calientes. Estudios fisiológicos en otros crustáceos indican que en temperaturas extremas los organismos responden alterando su actividad cardíaca (Jury & Watson 2000), actividad natatoria por agitación de los maxilípedos y del abdomen (Forward 1990, Storch *et al.* 2009, Frederich & Pörtner 2000, Pörtner 2002), variando la concentración de iones (Frederich *et al.* 2000, 2001), modificando su metabolismo (Anger 1987, Woods *et al.* 2003) y regulando la densidad mitocondrial (Anger *et al.* 2003). Es probable que estos mecanismos fisiológicos podrían haber permitido que las larvas recién eclosionadas de *C. caementarius*, soporten 10 min de shocks termales no muy extremo, principalmente de aquellas cuya supervivencia tuvieron las mismas tendencias que la del tratamiento control y en donde todas desarrollaron normalmente hasta zoea 6, demostrando así que no hubo efectos colaterales durante el período de crianza.

Además, estos resultados indicarían la habilidad de las larvas para realizar ajustes metabólicos en un amplio rango de variación termal y en corto período (10 min), lo que reflejaría una eficiente adaptación fisiológica del organismo a este parámetro ambiental. Spicer & Burggren (2003) consideran que el desarrollo puede ser alterado por diferentes factores ambientales, pero los organismos mantienen constantes los sistemas regulatorios fisiológicos en el tiempo.

Sin embargo, en el caso de las larvas que soportaron extremos shock térmicos calientes (22°C a 30°C y 22°C a 32°C) por 10 min, la sobrevivencia disminuyó durante el período de crianza, muriendo dos semanas después en zoea 3, lo que podría interpretarse que la vitalidad de las larvas fue afectada por estas temperaturas de shock, donde probablemente habrían causado fuertes disturbios orgánicos en tan corto período de exposición que no pudieron evitar aún después de alcanzar la temperatura normal (22°C). En los límites de altas temperaturas los organismos activan la síntesis de proteínas del shock térmico (Stillman & Somero 2001, Robert 2003), pero en las larvas de *C. caementarius* estas proteínas no debe haber sido suficientes para evitar alteraciones, pues observamos opalescencia del músculo abdominal que sería indicador de desnaturalización proteica, que persistió durante la crianza larval. En larvas de *Rimicaris exoculata* Williams & Rona, 1986, las proteínas del shock térmico se sintetizan a los 15 min de exposición a un shock de 10°C (Ravaux *et al.* 2003).

El presente estudio demuestra que las larvas recién eclosionadas de *C. caementarius* expuestos a shocks térmicos fríos o calientes de corta duración, siguieron el mismo patrón de respuesta natatoria, medida con el INL, de aquellos organismos que sufren estrés, y que la vitalidad solo fue afectada por los shocks térmicos extremos, con consecuencias en el desarrollo larval. Por consiguiente el INL

podría constituirse como un indicador adecuado para evaluar la calidad de poblaciones de larvas de diferentes especies de crustáceos decápodos.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aji, L.P. 2012. Metabolic rate of *Cherax quadricarinatus*. Journal Penelitian Sains, 15: 31-34.
- Álvarez, C.G. 1998. *Efectos de temperatura y salinidad en el desarrollo de los primeros estadios larvales de Cryphiops caementarius (Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae)*. Tesis Licenciatura. Universidad Católica del Norte. Chile. 68 p.
- Amaya, J. & Guerra, A. 1972. *Especies de camarones de los ríos norteños del Perú y su distribución*. Ministerio de Pesquería. Dirección General Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Lima. Perú. 29 p.
- Anger, K. 1987. Energetics of spider crab *Hyas araneus megalopa* in relation to temperature and the moult cycle. Marine Ecology Progress Series, 36: 115-122.
- Anger, K.; Thatje, S.; Lovrich, G. & Calcagno, J. 2003. Larval and early juvenile development of *Paralomis granulosa* reared at different temperature: tolerance of cold and food limitation in a lithodid crab from high latitudes. Marine Ecology Progress Series, 253: 243-253.
- Anger, K.; Lovrich, G.A.; Thatje, S. & Calcagno, J.A. 2004. Larval and early juvenile development of *Lithodes santolla* (Molina, 1782) (Decapoda: Anomura: Lithodidae) reared at different temperatures in the laboratory. Journal Experimental Marine Biology and Ecology, 306: 217-230.
- Barandica, L.M. & Tort, L. 2008. Neuroendocrinología e inmunología de la respuesta al estrés en peces. Revista Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, 32: 267-284.
- Cahú, C. 1998. Diets for shrimp broodstock and their effect on larval quality. *IV International Symposium Aquatic Nutrition*, 15-18 Nov. La Paz, BCS México.
- Chung, K.S. & Reyes-Vasquez, G. 1977. Effects of three rates of temperature increase on the critical thermal maximum and first equilibrium loss in tropical grass shrimp (*Palaemon northropi*). Boletín Instituto Oceanográfico Universidad del Oriente, 16: 115-119.
- Crossin, G.T.; Al-Ayoub, S.A.; Jury, S.H.; Howell, W.H. & Watson, W.H. 1998. Behavioral thermoregulation in the American lobster *Homarus americanus*. The Journal of Experimental Biology, 201: 365-374.
- Elías, J. 1972. La crianza del camarón de río *Cryphiops caementarius* (Molina). Documenta, (23-24): 42-49.
- Fitzgibbon, Q.P. & Battaglene, S.C. 2012. Effect of water temperature on the development and energetics of early, mid and late-stage phyllosoma larvae of spiny lobster *Sagmariasus verreauxi*. Aquaculture, 344-349: 153-160.
- Fowler, A.E.; Gerner, N.V. & Shewell, M.A. 2011. Temperature and salinity tolerances of stage 1 zoea predict possible range expansion of an introduced portunid crab, *Charybdis japonica*, in New Zealand. Biological Invasions, 13: 691-699.
- Forward, R.B. 1990. Behavioral responses of crustacean larval to rate of temperate change. The Biological Bulletin, 178: 195-204.
- Frederich, M. & Pörtner, H.O. 2000. Oxygen limitation of thermal tolerance defined by cardiac and ventilatory performance in spider carb *Maja squinado*. American Journal of Physiology - Regulatory,

- Integrative and Comparative Physiology, 279: 1531-1538.
- Frederich, M.; Dewachter, B.; Sartoris, F.J. & Pörtner, H.O. 2000. Cold tolerance and the regulation of cardiac performance and hemolymph distribution in *Maja squinado* (Crustacea: Decapoda). *Physiology and biochemical zoology*, 73: 406-415.
- Frederich, M.; Sartoris, F.J. & Pörtner, H.O. 2001. Distribution patterns of decapod crustacean in polar areas: a result of magnesium regulation? *Polar Biology*, 24: 719-723.
- Guerra, A.; Gómez, A.; Velásquez, E. & Reyes, W. 1987. Reproducción y crianza de camarón de río. *Área Biomédica*, 4: 898-915.
- Guest, W.C. & Durocher, P.P. 1979. Palaemonid shrimp, *Macrobrachium amazonicum*: Effects of salinity and temperature on survival. *The Progressive Fish-Culturist*, 41: 14-18.
- Harrison, K.E. 1990. The role of nutrition in maturation, reproduction and embryonic development of decapod crustaceans: a review. *Journal Shellfish Research*, 9: 1-28.
- INRENA, 2007. *Evaluación de los recursos hídricos de la cuenca del río Ocoña – Estudio hidrológico*. Ministerio de Agricultura. Instituto Nacional de Recursos Naturales. Intendencia de Recursos Hídricos. 151 p.
- Jara, C.G. 1997. Antecedentes sobre el desarrollo de la carcinología en Chile. *Investigaciones Marinas, Valparaíso*, 25: 245-254.
- Jury, S.H. & Watson, W.H. 2000. Thermosensitive of the lobster *Homarus americanus*, as determined by cardiac assay. *The Biological Bulletin*, 199: 257-264.
- Lagerspetz, K.Y.H. & Vainio, L.A. 2006. Thermal behaviour of crustaceans. *Biological Reviews*, 81: 237-258.
- Morales, M.C.; Rivera, M.; Meruane, j.; Galleguillos, C & Hosokawa, H. 2006. Morphological characterization of larval stages and first juvenile of the freshwater prawn (*Cryphiops caementarius* Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae) under laboratory conditions. *Aquaculture*, 261: 908-931.
- Morales, M.C. & Meruane, J. 2012. Indicadores de condición larvaria aplicados al camarón de río del norte *Cryphiops caementarius* (Molina, 1782), en condiciones de cultivo controlado. *Latin American Journal Aquatic Research*, 40: 730-742.
- Pörtner, H.O. 2001. Climate change and temperature-dependent biogeography: oxygen limitation of thermal tolerance in animals. *Naturwissenschaften*, 88:137-146.
- Pörtner, H.O. 2002. Physiological basis of temperature-dependent biogeography: trade-off in muscle design and performance in polar ectotherms. *The Journal of Experimental Biology*, 205: 2217-2230.
- Rahman, M.M.; Wille, M.; Cavalli, R.O.; Sorgeloos & Clegg, J.S. 2004. Induced thermotolerance and stress resistance in larvae of the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879). *Aquaculture*, 230: 569-579.
- Ravaux, J.; Gaill, F.; LeBris, N.; Sarradin, P.M.; Jollivet, D. & Shillito, B. 2003. Heat-shock response and temperature resistance in the deep-sea vent shrimp *Rimicaris exoculata*. *The Journal of Experimental Biology*, 206: 2345-2354.
- Robert, J. 2003. Evolution of heat shock protein and immunity. *Development & Comparative Immunology*, 27: 449-464.
- Rome, N.E.; Conner, S.L. & Bauer, R.T. 2009. Delivery of hatching larvae to estuaries by an amphidromous river shrimp: tests of hypotheses based on larval moulting and distribution. *Freshwater Biology*, 54: 1924-1932.
- Spicer, J.L. & Burggren, W.W. 2003.

- Development of physiological regulatory systems: altering the timing of crucial events. *Zoology*, 106: 91-99.
- Stillman, J.H. & Somero, G.W. 2001. A comparative analysis of the evolutionary patterning and mechanistic bases of the lactate dehydrogenase thermal stability in porcelain crabs, genus *Petrolisthes*. *The Journal of Experimental Biology*, 204: 767-776.
- Storch, D.; Santelices, P.; Barria, J.; Cabeza, K.; Pörtner, H.O. & Fernández, M. 2009. Thermal tolerance of crustacean larvae (zoea I) in two different populations of the kelp crab *Taliepus dentatus* (Milne-Edwards). *The Journal of Experimental Biology*, 212: 1371-1376.
- Terwilliger, N.B. & Dumler, K. 2001. Ontogeny of decapod crustacean hemocyanin: effects of temperature and nutrition. *The Journal of Experimental Biology*, 204: 1013-1020.
- Tomanek, L. 2010. Variation in the heat shock response and its implication for predicting the effect of global climate change on species biogeographical distribution ranges and metabolic costs. *The Journal of Experimental Biology*, 213: 971-979.
- Vegas, A.J. & De La Cruz, A. 1988. Efecto de la temperatura, la salinidad y el pH sobre las larvas del camarón blanco *Penaeus schmitti*. *Revista de Investigaciones Marinas*, 9: 25-38.
- Viacava, M.; Aitken, A. & Llanos, J. 1978. Estudio del camarón de río en el Perú. 1975-1976. *Boletín Instituto del Mar del Perú*, 3 (35): 161-232.
- Whiteley, N.M.; Taylor, L.W. & El Haj, J. 1997. Seasonal and latitudinal adaptation to temperature in crustaceans. *Journal Thermal Biology*, 22: 419-427.
- Wood, H.A.; Makine, W.; Cotner, J.B.; Hobbie, S.E.; Harrison, J.F.; Acharyas, K. & Elgers, J.J. 2003. Temperature and the chemical composition of poikilothermic organisms. *Functional Ecology*, 17: 237-245.
- Yépez, V. & Bandín, R. 1998. Evaluación del recurso camarón de río *Cryphiops caementarius* en los ríos Ocoña, Majes-Camaná y Tambo, Octubre 1997. Informe Progresivo Instituto del Mar del Perú, 77: 3-21.
- Zacarías, S. & Yépez, V. 2008. *Monitoreo poblacional del camarón de río. Estimación de abundancia de adultos en ríos de la costa centro sur*. Informe anual 2007. Instituto del Mar del Perú.
- Zúñiga, O. & Ramos, R. 1990. Tasa respiratoria de *Cryphiops caementarius* (Crustacea, Palaemonidae). Explicación de la Migración Juvenil. *Biología Pesquera*, 19: 19-25.

Received August 19, 2014.  
Accepted September 07, 2014.