



Artículo de investigación

# Efectos del estrés subletal de temperatura y salinidad sobre el comportamiento natatorio, desarrollo inicial y supervivencia de larvas de *Macrobrachium inca*

Effects of sublethal temperature and salinity stress on swimming behavior, early development, and survival of *Macrobrachium inca* larvae

Luis Maradiegue-Jaramillo \*, Cristina Ñauri-Villón , Brian Alegre-Calvo , Jerry Calderon-Loja , Gladis Melgarejo-Velásquez , Walter Reyes-Avalos 

<sup>1</sup>. Semillero de Investigación en Cultivo del Camarón de Río. Escuela Profesional de Biología en Acuicultura, Universidad Nacional del Santa. 02712, Nuevo Chimbote, Perú.

<sup>2</sup>. Departamento Académico de Biología, Microbiología y Biotecnología. Universidad Nacional del Santa, 02712, Nuevo Chimbote, Perú.

Recibido: 20 agosto 2025. Aceptado: 12 noviembre 2025. Publicado online: diciembre 2025.

## Resumen

El objetivo fue evaluar los efectos del estrés subletal de temperatura y salinidad sobre el comportamiento natatorio, desarrollo inicial y supervivencia de larvas de *Macrobrachium inca*. Las hembras ovígeras fueron capturadas del río Lacramarca en Ancash, Perú, y en laboratorio fueron mantenidas hasta la eclosión de los embriones. Las larvas Zoeas I ( $Z_1$ ) recién nacidas de cinco hembras fueron transferidas de 20°C, a 24°C, 26°C, 28°C y 30°C; y de 0‰ a 20‰, 25‰, 30‰, 35‰ y 40‰ de salinidad, en ambos casos durante 60 minutos, y a la densidad de 50 larvas/L. Las larvas sometidas a estrés subletal térmico de 20°C y 24°C, y a estrés subletal salino de 20‰, 25‰ y 30‰, mostraron alta tasa de natación (> 90%); sin embargo, su comportamiento natatorio se vio afectado a medida que incrementaba el estrés ambiental. Las larvas que toleraron el estrés subletal térmico y salino durante un corto periodo fueron cultivadas en agua salobre (20‰) y alimentadas con nauplios de *Artemia franciscana*. El estrés subletal térmico y salino aplicado por corto periodo, no tuvo un efecto diferencial sobre la supervivencia, pero sí sobre la progresión larval. Las  $Z_V$  y  $Z_{VI}$  desarrollaron rápidamente tras haber soportado estrés a 24°C y 30°C, mientras que a 26°C y 28°C el desarrollo fue más lento y solo alcanzaron el estadio  $Z_V$ . Por otro lado, las larvas en estadio  $Z_{IV}$  mostraron un desarrollo más acelerado a salinidades de 30‰ y 35‰, mientras que las de los estadios  $Z_V$  y  $Z_{VI}$  lo hicieron a 30‰. Estos resultados sugieren la importancia de evaluar otros factores ambientales y nutricionales que puedan optimizar la supervivencia larval.

**Palabras clave:** estrés térmico, estrés salino, natación larval, zoea.

## Abstract

The aim of this research was to evaluate how sublethal temperatures and salinity stress affect swimming behavior, early development, and survival in the larvae of the prawn *Macrobrachium inca*. Ovigerous females were captured from the Lacramarca River in Ancash, Peru, and maintained in the laboratory until the embryos hatched. Newly hatched Zoea I ( $Z_1$ ) larvae from five females were transferred from 20°C to 24°C, 26°C, 28°C, and 30°C, and from 0‰ to 20‰, 25‰, 30‰, 35‰, and 40‰ salinity, in both cases for 60 minutes, at a density of 50 larvae per liter. The results showed that larvae exposed to sublethal thermal stress at 20°C and 24°C, as well as those experiencing sublethal salinity stress at 20‰, 25‰, and 30‰, exhibited a high swimming rate (> 90%). However, their swimming behavior deteriorated as environmental stress increased. Larvae that could endure short-term sublethal thermal and salinity stress were subsequently reared in brackish water (20‰) and fed with *Artemia franciscana* nauplii. Overall, short-term exposure to sublethal thermal and salinity stress did not differentially impact survival rates, but it did affect larval development. Specifically, the  $Z_V$  and  $Z_{VI}$  stages developed rapidly after being exposed to stress at 24°C and 30°C, while development was slower at 26°C and 28°C, with only the  $Z_V$  stage being reached. On the other hand,  $Z_{IV}$  larvae showed accelerated development at salinities of 30‰ and 35‰, while larvae in the  $Z_V$  and  $Z_{VI}$  stages exhibited faster progression at 30‰. These findings highlights the importance of evaluating additional environmental and nutritional factors that could optimize larval survival.

**Keywords:** thermal stress, salt stress, larval swimming, zoea.



## 1. Introducción

Los ecosistemas de varias localidades del mundo han sido modificados por efecto del calentamiento global que ocasiona precipitaciones, sequías, aumento de temperatura, cambios del nivel de las mareas, inundaciones y descenso del caudal de los ríos (Canaza-Choque, 2019). Estas condiciones ambientales impiden la migración de los organismos e incrementa el riesgo de extinción de las poblaciones de crustáceos (Velásquez et al., 2022), debido a que perjudica su fisiología y aumenta o ralentiza el metabolismo energético (Burraco et al., 2020; Sokolova, 2023). Además, las altas temperaturas afectan los ciclos reproductivos (Sandoval & Marcial, 2022), la madurez ovárica, el desove (Moreno-Reyes et al., 2019) y el desarrollo embrionario (Ren et al., 2021), siendo más grave en etapa larval por ser más sensible, lo que resulta en mayor mortalidad (Lemos & Weissman, 2021).

Los animales que habitan en los estuarios toleran cambios de salinidad y temperatura por la combinación de las mareas y la descarga de los ríos (Chávez-López, 2023). En el caso de los crustáceos, las variaciones de salinidad inducen la expresión de proteínas del choque térmico para enfrentar el estrés ambiental (Mengal et al., 2023), lo cual afecta el crecimiento, la osmolaridad y reducen la cantidad de hemocitos en la hemolinfa e incrementa así la mortalidad (Rahi et al., 2021). En diversos palaemónidos se han estudiado la tolerancia o resistencia de temperatura y salinidad, como en larvas de *Macrobrachium rosenbergii* (Rahman et al., 2004), *M. caementarius* (Reyes et al., 2014), *M. tenellum* (Vargas-Ceballos et al., 2018), *M. pantanaleense* (Freitas et al., 2021), *M. carcinus* (Lima et al., 2021), entre otras. Sin embargo, no se conoce el efecto subletal de la temperatura y salinidad de *M. inca* sobre la supervivencia y desarrollo durante su cultivo hasta la metamorfosis a postlarvas.

El camarón *M. inca* Holthuis (1952) se distribuye en los ríos de las costas de Perú y Ecuador (Luque, 2008). En el Perú habita desde el río Tumbes hasta el río Huaura (Méndez, 1981), donde la temperatura media del agua del río Tumbes es de 25,6°C con una mínima de 24,3°C y una máxima de 29,5°C (Valenzuela, 2014). Esta especie tiene importancia culinaria en la costa norte peruana, donde la extracción es realizada a nivel familiar. Sin embargo, aunque existe interés por su cultivo, los estudios disponibles son escasos y se refieren al crecimiento y la supervivencia de postlarvas alimentadas con dietas con ensilado biológico (Dávila et al., 2013), al policultivo con peces (Cerdán & Sanchez, 2014) y al uso de dietas comerciales en cultivo intensivo (Acosta, 2015). El desarrollo larval de *M. inca* han sido completado (Guerra et al., 1987); pero aún no se han establecido las condiciones ambientales y nutricionales necesarias para incrementar la producción de postlarvas en laboratorio. Por consiguiente, el objetivo del presente estudio fue evaluar los efectos del estrés subletal de temperatura y salinidad sobre el comportamiento natatorio, el desarrollo inicial y la supervivencia de larvas de *M. inca*.

## 2. Materiales y métodos

### 2.1. Obtención de hembras ovígeras

Las hembras ovígeras de camarón fueron colectadas del río Lacramarca (Ancash, Perú), y cada una fue introducida en un vaso de plástico agujereado (200 mL), el cual fue

acondicionado en baldes de plástico (20 L) con agua del mismo río y aireación continua. El transporte terrestre duró 30 min. En el laboratorio las hembras fueron identificadas mediante una clave taxonómica (Méndez, 1981), seleccionadas según los estados de desarrollo de los embriones (Reyes et al., 2009) y mantenidas individualmente en acuarios de vidrio (20 L) con agua dulce, aireación constante (1,5 L/min), y se proporcionó alimento balanceado (30% de proteína cruda). Una vez producida la eclosión de los embriones, las hembras fueron retiradas inmediatamente para evitar el canibalismo sobre las Zoeas I ( $Z_1$ ) recién nacidas.

### 2.2. Pruebas de estrés subletal

Las  $Z_1$  procedieron de cinco hembras diferentes, y se emplearon cinco subconjuntos poblacionales, colectadas al azar con una malla de zooplancton e inmediatamente transferidas a los recipientes de cada prueba, a una densidad de 50 larvas/L. El sistema empleado para la prueba de estrés térmico subletal consistió en cinco acuarios de vidrio (45 × 25 × 25 cm); en cada uno se instalaron tres recipientes de plástico transparentes (1 L) con agua dulce pre aireada. Los tratamientos térmicos fueron de 20°C, 24°C, 26°C, 28°C y 30°C, cada uno con tres repeticiones. La temperatura del agua fue regulada mediante un termostato Aquarium Heater de 100 W y registrada con termómetro digital ( $\pm 0,1^\circ\text{C}$ ). No se proporcionó alimento a las larvas durante la prueba térmica. El sistema empleado para la prueba de estrés salino subletal en cada subconjunto consistió en 15 recipientes de plástico transparentes (1 L). Los tratamientos salinos fueron de 0‰, 20‰, 25‰, 30‰, 35‰ y 40‰, cada uno con tres repeticiones. El agua de mar (35‰) fue recolectada de la playa El Dorado (Nuevo Chimbote, Perú) y, en el laboratorio, se concentró a 50‰ mediante baño María por evaporación. A partir de esta solución concentrada, se realizaron diluciones con agua potable declorada para obtener la concentración de salinidad correspondientes a cada tratamiento. La salinidad del agua se registró con un refractómetro ( $\pm 0,5\%$ ). No se proporcionó alimento a las larvas durante la prueba salina. El tiempo de exposición empleado para ambas pruebas de estrés subletal fue de 60 min, periodo establecido en un ensayo previo en el que no se observó mortalidad significativa.

### 2.3. Comportamiento natatorio de larvas

El comportamiento natatorio durante las pruebas de estrés subletal fue evaluado mediante la tasa de natación (TN) de las  $Z_1$  según el método de Reyes et al. (2014), con la modificación en que las  $Z_1$  fueron evaluadas cada 10 min durante 60 min, y se aplicó la siguiente fórmula:

$$\text{TN} (\%) = \frac{(Z \times 100)}{n}$$

Donde  $Z$  es el número de  $Z_1$  que nadan en la columna de agua y  $n$  es el número total de  $Z_1$  utilizadas.

### 2.4. Desarrollo larval

El cultivo de larvas se realizó con aquellas que sobrevivieron tras 60 min de exposición a estrés subletal térmico y salino. Las larvas fueron cultivadas en 27 acuario de vidrio (25 × 20 × 20 cm, 8 L), acondicionados con agua salobre (20‰), cuya salinidad se incrementó en 1‰ por semana, según Guerra et al. (1987). La temperatura del agua de cultivo

se mantuvo en  $20,0 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$  y el recambio de agua (50%) se efectuó de manera interdiaria. La densidad de cultivo fue de 50 larvas/L. Se empleó como alimento nauplios de *Artemia franciscana* (10 nauplios/mL) administrados una vez al día. Los estadios larvales fueron determinados según Molares et al. (2006), para lo cual se extrajo 10 larvas de cada recipiente para calcular el índice de estado larval (IEL), cuya fórmula fue la siguiente:

$$\text{IEL} = \frac{(\sum Si \times ni)}{N}$$

Donde  $Si$  es el estado larval ( $i = 1-17$ ),  $ni$  el número de larvas en el estado larval, y  $N$  el número de larvas observadas.

El IEL fue calculado según los 17 estadios larvales descritos para *M. caementarius* (Morales et al., 2006), especie cuyos estadios larvales son similares a los de *M. inca* (Guerra et al., 1987), con la que se comparte hábitats en el Perú (Méndez, 1981). Además, los camarones del género *Macrobrachium* presentan patrones larvales comparables y una morfología larval básica durante la metamorfosis (Jalihal et al., 1993).

## 2.5. Supervivencia

La supervivencia ( $S$ ) de las larvas se determinó cada dos días durante el periodo de cultivo, y fue calculado con la siguiente fórmula:

$$S(\%) = \frac{Ni \times 100}{No}$$

Donde  $No$  y  $Ni$  es el número inicial y final de las larvas sembradas.

## 2.6. Calidad del agua

La calidad del agua de cultivo larval comprendió la determinación de oxígeno disuelto con un oxímetro digital Hanna HI 9146 ( $\pm 0,01$  mg/L) y el pH con un pH metro digital PH-222 ( $\pm 0,02$  unidades). El nitrógeno amoniacal ( $\text{NH}_3\text{-N}$ ), nitrógeno amónico ( $\text{NH}_4\text{-N}$ ) y nitrógeno nitrito ( $\text{NO}_2\text{-N}$ ) se midieron con un kit comercial cuya lectura se realizó con el fotómetro multiparámetro Hanna HI 83399 ( $\pm 0,01$  mg/L).

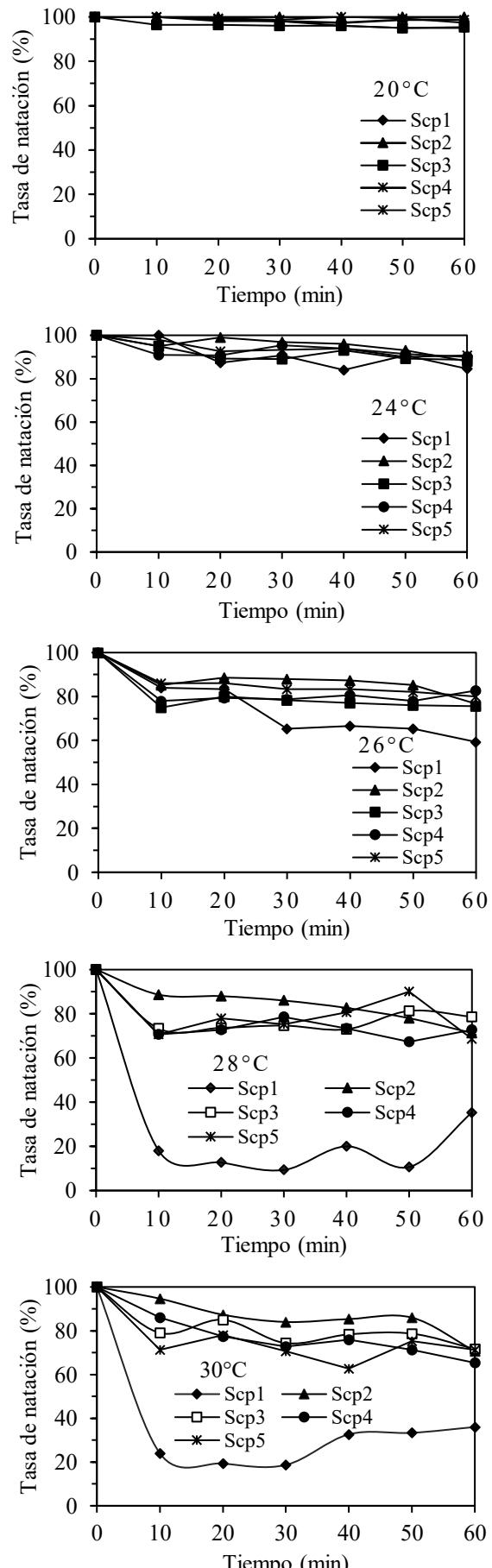
## 2.7. Análisis estadístico

Los datos fueron analizados mediante un diseño completamente al azar. La normalidad se determinó con Shapiro-Wilk y la igualdad de varianza con la prueba de Levene. Las diferencias entre medias de los tratamientos fueron determinadas al 95% de significancia por análisis de varianza de una vía (ANOVA) y con la prueba de Tukey. Los datos se procesaron con el programa estadístico SPSS versión 25 para Windows y se expresaron como media  $\pm$  desviación estándar.

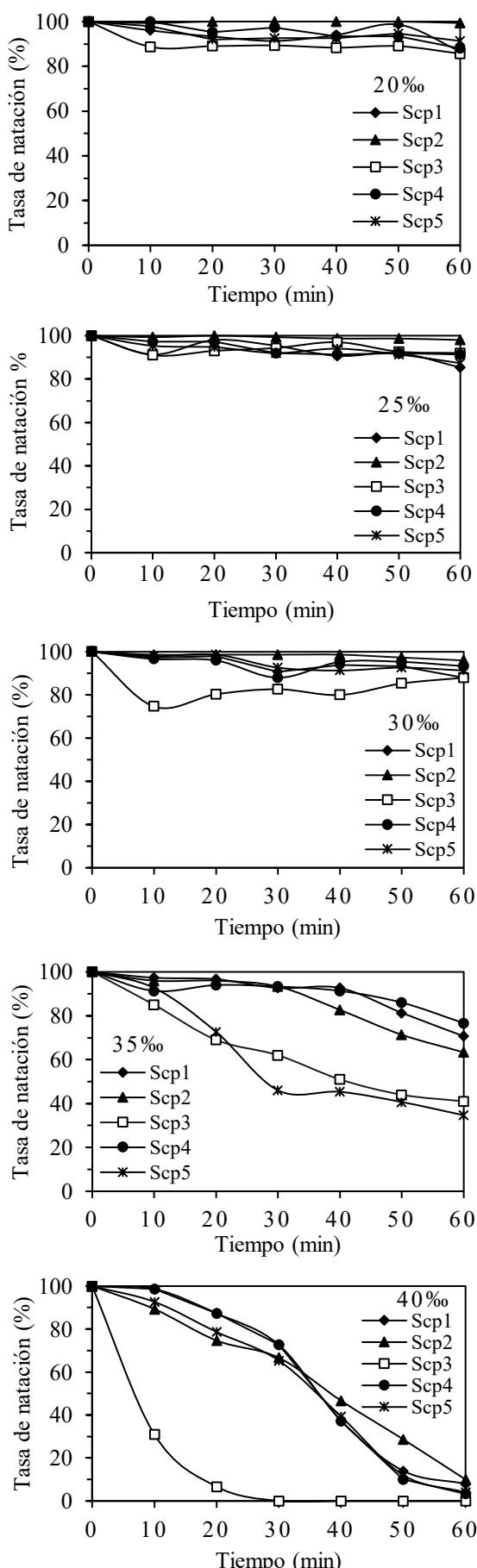
## 3. Resultados

### 3.1. Comportamiento natatorio durante estrés subletal térmico

Las  $Z_1$  expuestas a  $20^{\circ}\text{C}$  y  $24^{\circ}\text{C}$  mantuvieron un nado activo con  $TN > 95\%$  y  $> 84\%$  respectivamente. A  $26^{\circ}\text{C}$ , la TN se mantuvo entre 60% y 80%. En las  $Z_1$  expuestas a  $28^{\circ}\text{C}$  y  $30^{\circ}\text{C}$ , la TN osciló entre 70% y 90%, con excepción del subconjunto poblacional Scp1, cuya TN disminuyó abruptamente a los 10 min hasta 20% y fluctuó durante el periodo del estrés térmico, y las que permanecieron recostadas en el fondo del recipiente con signos de vida recuperaron el nado (Fig. 1).



**Figura 1.** Tasa de natación de cinco subconjuntos poblacionales (Scp) de Zonas I de *M. inca* durante el estrés subletal térmico. ( $n = 150$  larvas por subconjunto de cada tratamiento).



**Figura 2.** Tasa de natación de cinco subconjuntos poblacionales (Scp) de Zoas I de *M. inca* durante el estrés subletal salino. ( $n = 150$  larvas por subconjunto de cada tratamiento).

### 3.2. Comportamiento natatorio durante el estrés subletal salino

Las  $Z_I$  expuestas a salinidades de 20‰, 25‰ y 30‰ mantuvieron un nado activo, con una TN superior al 90%, excepto el Scp3 a 30‰, cuya TN disminuyó y fluctuó entre 70% y 90%. A 35‰ las  $Z_I$  conservaron una TN  $> 80\%$  hasta los 40 min, después del cual disminuyó progresivamente entre 70% y 90% hasta los 60 min. No obstante, los subconjuntos poblacionales Scp3 y Scp5 mostraron una disminución paulatina de la TN desde 90% a los 10 min hasta 40% a los 60 min de estrés salino. En las  $Z_I$  expuestas a 40‰, la TN descendió gradualmente desde 90% a los 10 min hasta cerca de 5% a los 60 min; sin embargo, el Scp3 presentó una caída abrupta desde el inicio del estrés salino hasta los 30 min (Fig. 2). Las  $Z_I$  observadas en el fondo de los recipientes intentaron recuperar el nado, aunque mostraron dificultad, evidenciadas por movimientos circulares o erráticos.

### 3.3. Desarrollo larval

En la Fig. 3, se presentan las características morfológicas de las Zoas iniciales de *M. inca*. El desarrollo hasta  $Z_{III}$  se alcanzó durante los primeros 10 días y fue similar ( $p > 0,05$ ) entre tratamientos de estrés subletal térmico. A los 15 días se observó una mayor proporción de  $Z_{IV}$  en todos los tratamientos térmicos, excepción de aquellas expuestas a 26°C donde hubo  $Z_{III}$ . El estadio  $Z_V$  se alcanzó a los 25 días en todos los tratamientos, siendo significativamente mayor a 24°C y 30°C. Finalmente, a los 30 días de cultivo, se registró una mayor proporción de  $Z_{VI}$  en los tratamientos de 24°C y 30°C (Tabla 1).

El desarrollo larval hasta  $Z_{II}$  fue uniforme y no presentó diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) durante los primeros cinco días de cultivo en todos los tratamientos de estrés subletal salino. A los 10 días, se observó una mayor proporción de  $Z_{III}$  en todos los tratamientos, excepto en el tratamiento de 25‰ de salinidad, donde las larvas permanecieron en  $Z_I$ . En los días 15 y 20 de cultivo, se registró una mayor proporción individuos en  $Z_{IV}$  en los tratamientos con 30‰ y 35‰ de salinidad. Los estadios  $Z_V$  y  $Z_{VI}$  se alcanzaron en los tratamientos de 30‰ y 35‰, respectivamente (Tabla 2). En la Fig. 3, se presentan las características morfológicas de las Zoas desde  $Z_I$  hasta  $Z_{VI}$ .

### 3.4. Supervivencia

Las larvas expuestas a estrés subletal térmico de 20°C y 24°C mantuvieron una alta supervivencia durante el periodo de cultivo, en comparación con los demás tratamientos (Fig. 4a). En el caso del estrés subletal salino, la supervivencia disminuyó progresivamente en todos los tratamientos hasta alcanzar aproximadamente el 2%. Sin embargo, en el tratamiento con 35‰ de salinidad, la disminución fue abrupta desde el inicio y durante los primeros 6 días, luego se mantuvo similar a los demás tratamientos (Fig. 4b).

## 4. Discusión

Las  $Z_I$  de *M. inca* mantenidas a 20°C (grupo control) y aquellas a un estrés térmico subletal de 24°C durante 60 min mantuvieron la TN al 98% y 90% respectivamente. Estos resultados sugieren que dichas temperaturas no comprometen la capacidad natatoria ni el desempeño fisiológico del organismo. Esta tolerancia podría atribuirse a las proteínas del choque térmico, las cuales estabilizan proteínas desnaturalizadas durante el estrés térmico (Srisapoome et al.,

**Tabla 1.** Índice de estado larval de *M. inca* (media ± desviación estándar) tras 60 min de exposición a estrés térmico subletal.

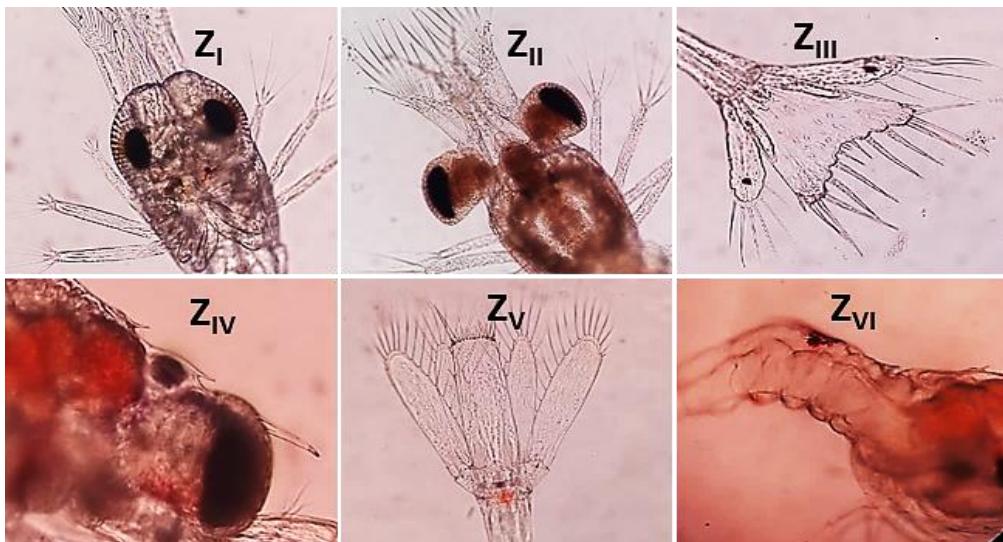
Días	20°C (Control)	24°C	26°C	28°C	30°C
1	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>			
5	1,97 ± 0,03 <sup>a</sup>	2,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	2,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,97 ± 0,03 <sup>a</sup>	1,97 ± 0,03 <sup>a</sup>
10	3,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	3,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	2,59 ± 0,24 <sup>a</sup>	2,92 ± 0,08 <sup>a</sup>	2,87 ± 0,13 <sup>a</sup>
15	3,77 ± 0,00 <sup>b</sup>	4,03 ± 0,03 <sup>c</sup>	3,57 ± 0,03 <sup>a</sup>	3,87 ± 0,03 <sup>bc</sup>	4,00 ± 0,06 <sup>c</sup>
20	4,23 ± 0,03 <sup>a</sup>	4,50 ± 0,06 <sup>b</sup>	4,27 ± 0,03 <sup>a</sup>	4,30 ± 0,00 <sup>a</sup>	4,50 ± 0,00 <sup>b</sup>
25	4,85 ± 0,02 <sup>a</sup>	5,19 ± 0,07 <sup>b</sup>	4,90 ± 0,06 <sup>a</sup>	4,82 ± 0,04 <sup>a</sup>	5,15 ± 0,01 <sup>b</sup>
30	5,40 ± 0,05 <sup>a</sup>	5,67 ± 0,03 <sup>b</sup>	5,38 ± 0,07 <sup>a</sup>	5,35 ± 0,03 <sup>a</sup>	5,67 ± 0,06 <sup>b</sup>

Los datos con letras diferentes en superíndices en la misma fila indican diferencia significativa ( $p < 0,05$ ).

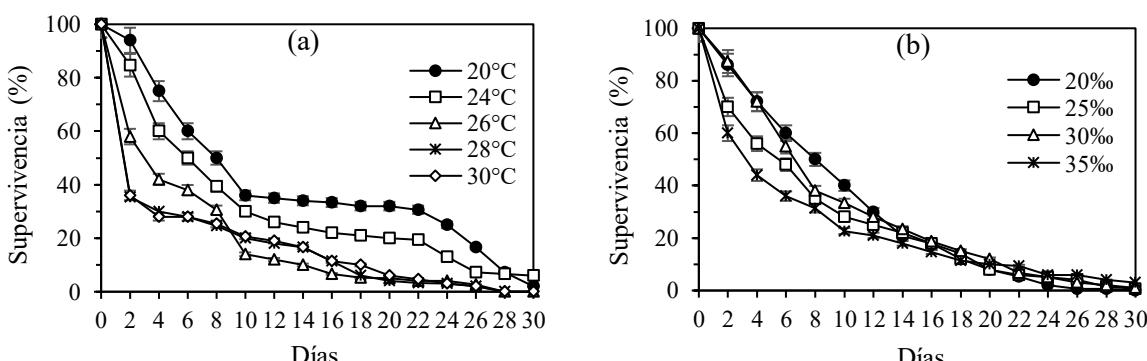
**Tabla 2.** Índice de estado larval de *M. inca* (media ± desviación estándar) tras 60 min de exposición a estrés salino subletal.

Días	20‰ (Control)	25‰	30‰	35‰
1	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,00 ± 0,00 <sup>a</sup>
5	1,97 ± 0,03 <sup>a</sup>	2,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	2,00 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,97 ± 0,03 <sup>a</sup>
10	2,94 ± 0,06 <sup>b</sup>	2,56 ± 0,12 <sup>a</sup>	3,00 ± 0,00 <sup>b</sup>	3,00 ± 0,00 <sup>b</sup>
15	3,70 ± 0,00 <sup>b</sup>	3,43 ± 0,07 <sup>a</sup>	4,03 ± 0,03 <sup>c</sup>	3,93 ± 0,03 <sup>c</sup>
20	4,30 ± 0,00 <sup>a</sup>	4,23 ± 0,03 <sup>a</sup>	4,47 ± 0,03 <sup>b</sup>	4,43 ± 0,03 <sup>b</sup>
25	4,70 ± 0,01 <sup>ab</sup>	4,56 ± 0,06 <sup>a</sup>	5,27 ± 0,06 <sup>c</sup>	4,90 ± 0,10 <sup>b</sup>
30	5,39 ± 0,03 <sup>ab</sup>	5,21 ± 0,02 <sup>a</sup>	5,71 ± 0,05 <sup>c</sup>	5,47 ± 0,07 <sup>b</sup>

Los datos con letras diferentes en superíndices en la misma fila indican diferencia significativa ( $p < 0,05$ ).



**Figura 3.** Principales características morfológicas de estadios Zoeas (Z) de *M. inca*. Z<sub>I</sub>: Ojos sésiles. Z<sub>II</sub>: Ojos pedunculados. Z<sub>III</sub>: Urópodos con exopoditos con 6 setas biplumosas y endopoditos delgados y desnudos. Z<sub>IV</sub>: Rostro con 2 dientes dorsales. Z<sub>V</sub>: Telson alargado de extremo recto, y urópodos con exopoditos con 14 setas biplumosas y endopoditos con 9 setas biplumosas. Z<sub>VI</sub>: Brotes de pleópodos presentes en la zona abdominal.



**Figura 4.** Supervivencia de larvas de *M. inca* (media ± desviación estándar) durante el cultivo, tras 60 min de exposición a estrés subletal térmico (a) y salino (b). Letras distintas sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ( $p < 0,05$ ).

2021). Además, en la cuenca baja el río Lacamarca, de donde procedieron las hembras ovígeras, la temperatura promedio anual del agua fue de 24,4°C (García et al., 2019). Resultados similares se han reportado en *M. caementarius*, cuyas larvas expuestas a 24°C mantuvieron una TN al 100% (Reyes et al., 2014), siendo esta la temperatura empleada en el cultivo larval (Morales & Meruane, 2012). En contraste, las  $Z_1$  sometidas a estrés térmico subletal entre 26°C y 30°C, presentaron una TN entre 60% y 80%, con algunas excepciones en las que las larvas redujeron abruptamente su TN durante los primeros 10 min de exposición. Estos resultados sugieren la existencia de poblaciones larvales con alteraciones fisiológicas congénitas que limitan su capacidad para contrarrestar el estrés térmico. La tolerancia y resistencia al estrés térmico durante 30 min también ha sido observada en larvas de *M. rosenbergii*, capaces de soportar incrementos de 10°C por encima de la temperatura óptima de cultivo (Rahman et al., 2004). Asimismo, las larvas de *M. lar* pueden tolerar un amplio rango térmico, entre 18°C y 30°C (Lal et al., 2012).

Las  $Z_1$  expuestas a estrés salino subletal de 20‰, 25‰ y 30‰ mantuvieron una TN superior al 80%, con actividad natatoria constante en toda la superficie del agua, lo que indica una adecuada tolerancia en estas salinidades. Esta capacidad de adaptación a cambios repentinos en la salinidad también ha sido observada en  $Z_1$  de *M. lar*, que toleran rangos entre 10‰ y 30‰ (Lal et al., 2012). En contraste, bajo estrés salino subletal de 35‰, la TN comenzó a alterarse a partir de los 40 min, mientras que a 40‰ se observó una disminución progresiva desde los 20 min. En este último caso, las larvas que descendieron al fondo de los recipientes presentaron dificultades para recuperar el nado, y aquellas que lo lograron mostraron compromiso en su capacidad natatoria. Estos hallazgos sugieren la presencia de alteraciones fisiológicas asociadas a la osmorregulación en condiciones de alta salinidad. En larvas de *M. idae* expuestas a 35‰, se reportó una mortalidad del 80%, y a 40‰ a las 120 h (Subramanian et al., 1980). Las especies de *Macrobrachium* demuestran una amplia variabilidad en sus requerimientos de salinidad, y hay especies que completan su desarrollo larval en agua dulce como *M. pantanalense* (Boudour-Boucheker et al., 2016), mientras que otras necesitan salinidades superiores a 30‰ (Ghory et al., 2022).

La exposición a estrés térmico subletal (20°C a 30°C) durante corto periodo no tuvo efecto significativo en el desarrollo larval de *M. inca* en los primeros diez días en ninguno de los tratamientos evaluados. Sin embargo, a partir del día 15, las larvas provenientes de los tratamientos térmicos de 24°C y 30°C mostraron un desarrollo más acelerado con una mayor proporción en los estadios  $Z_{IV}$ ,  $Z_V$  y  $Z_{VI}$ , en comparación con los demás tratamientos térmicos. Estos resultados sugieren la participación de proteínas de choque térmico (Martín et al., 2022), mediadas por chaperonas que se activan bajo condiciones de estrés ambiental (Ju-ngam et al., 2021), las cuales favorecerían el desarrollo larval. No obstante, este proceso implicaría un mayor costo energético, lo que podría explicar la menor supervivencia observada en el tratamiento de 30°C. En larvas de *M. lar*, se ha reportado que las proteínas de choque térmico permiten tolerar temperaturas de hasta 30°C

(Lal et al., 2012), mientras que en *M. rosenbergii* se ha documentado tolerancia a temperaturas entre 35°C y 38°C durante exposiciones breves de 30 min (Rahman et al., 2004).

En condiciones de estrés salino subletal de 30‰ y 35‰, la supervivencia de las larvas de *M. inca* fue menor durante la primera semana de cultivo; sin embargo, posteriormente fue similar a lo observado en los demás tratamientos salinos. Estos resultados sugieren que algunas larvas lograron tolerar el cambio brusco de salinidad sin manifestar alteración fisiológica durante el periodo de cultivo. Las larvas de crustáceos decápodos están preparadas para resistir ambientes estuarinos, caracterizados por amplias fluctuaciones en la salinidad (Zeng et al., 2020).

Por otro lado, la exposición breve a estrés salino subletal (20‰ a 35‰) no tuvo un efecto significativo en el desarrollo larval de *M. inca* durante los primeros diez días en ninguno de los tratamientos. No obstante, a partir del día 15, las larvas provenientes de los tratamientos a 30‰ y 35‰ mostraron un desarrollo más acelerado hacia el estadio  $Z_{IV}$ , lo que sugiere una preferencia de dicho estadio por salinidades más elevadas, alcanzada entre los días 15 y 20 de cultivo. Estos hallazgos respaldan la hipótesis de que los estadios larvales tempranos (hasta  $Z_{IV}$ ) requieren migrar hacia ambientes marinos para completar su desarrollo, lo que coincide con la propuesta del carácter atávico del origen marino de especies del género *Macrobrachium* (Anger, 2013).

Sin embargo, a una salinidad de 30‰ se observó una mayor proporción de larvas en los estadios  $Z_V$  y  $Z_{VI}$  a los 25 y 30 días de cultivo, respectivamente, en comparación con los demás tratamientos. Este patrón sugiere que, conforme avanza el desarrollo larval, las larvas requieren concentraciones de salinidad progresivamente menores para continuar con su diferenciación y crecimiento. Esta observación coincide con la menor supervivencia registrada bajo condiciones de 35‰ durante todo el periodo de cultivo, lo que evidencia un desequilibrio osmótico en las larvas expuestas a dicha salinidad. Según Mazzarelli et al. (2015), en larvas de *M. amazonicum*, a medida que las estructuras responsables de la osmorregulación y regulación iónica adquieren funcionalidad, el papel de los aminoácidos libres disminuye y el consumo de oxígeno se incrementa, probablemente como consecuencia del mayor gasto energético asociado al transporte activo de sales a través de las membranas epiteliales. En *M. rosenbergii*, las larvas se desarrollan adecuadamente a una salinidad de 12‰, aunque en las etapas finales del desarrollo larval adquieren la capacidad de sobrevivir en salinidades más reducidas (Huong et al., 2004).

## 5. Conclusiones

En la investigación, se demuestra por primera vez que el comportamiento natatorio de las  $Z_1$  recién nacidas de *M. inca* fue elevado (tasa de natación > 90%) cuando fueron expuestas por corto periodo a estrés térmico subletal de hasta 24°C y a estrés salino subletal de hasta 30‰. Sin embargo, dicho comportamiento se vio alterado bajo condiciones de mayor estrés térmico y salino. La exposición breve a temperaturas de 24°C y 30°C permitió alcanzar el estadio  $Z_{VI}$ , aunque la mayor supervivencia fue lograda a 20°C (control) y 24°C. En cuanto al

estrés salino, solo el tratamiento a 30‰ permitió alcanzar el estadio  $Z_{VI}$ , mientras que en los demás tratamientos salinos el desarrollo se limitó al estadio  $Z_V$ . La supervivencia fue baja en todos los tratamientos, siendo más crítica a una salinidad de 35‰. Estos resultados evidencian que el estrés térmico y salino subletal, incluso por períodos breves, puede afectar el desarrollo larval de *M. inca*. Por tanto, se recomienda investigar otros factores ambientales y nutricionales que puedan contribuir a mejorar la supervivencia durante el cultivo larval.

## Contribución de los autores

**Luis Maradieque-Jaramillo:** Metodología, análisis formal, investigación, redacción de borrador inicial, redacción, revisión y edición. **Cristina Ñauri-Villón:** Metodología, análisis formal, investigación, redacción de borrador inicial, redacción, revisión y edición. **Brian Alegre-Calvo:** Investigación, recursos, redacción, revisión y edición. **Jerry Calderón-Loja:** Investigación, recursos, redacción, revisión y edición. **Gladis Melgarejo-Velásquez:** Supervisión, validación, recursos, curaduría de datos. **Walter Reyes-Avalos:** Conceptualización, metodología, validación, redacción, revisión y edición.

## Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

## Agradecimiento

A la Universidad Nacional del Santa por el otorgamiento de la subvención económica, para la actividad 10: Semilleros de Investigación, aprobado mediante Resolución N° 508-2024-CU-R-UNS. Contrato N° 340-2024/UNS-OAJ.

## ORCID

Luis Maradieque-Jaramillo: <https://orcid.org/0009-0005-2073-919X>  
 Cristina Ñauri-Villón: <https://orcid.org/0009-0002-1151-0201>  
 Brian Alegre-Calvo: <https://orcid.org/0009-0009-3154-0417>  
 Jerry Calderon-Loja: <https://orcid.org/0009-0005-3857-2340>  
 Gladis Melgarejo-Velásquez: <https://orcid.org/0000-0001-5467-8472>  
 Walter Reyes-Avalos: <https://orcid.org/0000-0002-4277-9521>

## Referencias bibliográficas

- Acosta, D. (2015). Crecimiento de *Macrobrachium inca* "camarón de río" alimentado con dos dietas comerciales para langostino (Nicovita y Expalsa) en un sistema de cultivo intensivo con recirculación. Tesis para título. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Lambayeque, Perú. URL: <https://hdl.handle.net/20.500.12893/256>
- Anger, K. (2013). Neotropical *Macrobrachium* (Caridea: Palaemonidae): On the biology, origin, and radiation of freshwater-invading shrimp. *Journal of Crustacean Biology*, 33, 151–183. <https://doi.org/10.1163/1937240X-00002124>
- Burraco, P., Orizaola, G., Monaghan, P., & Metcalfe, N. B. (2020). Climate change and ageing in ectotherms. *Global Change Biology*, 26(10), 5371–5381. <https://doi.org/10.1111/gcb.15305>
- Canaza-Choque, F. (2019). De la educación ambiental al desarrollo sostenible: desafíos y tensiones en los tiempos del cambio climático. *Revista de Ciencias Sociales*, 165, 155–172. <https://doi.org/10.15517/rcc.v0165.40070>
- Cerdán, M., & Sanchez, L. (2014). Crecimiento de *Macrobrachium inca* "camarón de río" en cuatro densidades de siembra en policultivo con *Dormitator latifrons* "Pocoche" y *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus* "tilapia híbrida" en estanques seminaturales. Tesis para título. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Lambayeque, Perú. URL: <https://hdl.handle.net/20.500.12893/805>
- Chávez-López, R. (2023). Revisando los tipos de estuarios de la costa de Veracruz. *Biología, Ciencia y Tecnología*, 16, 1130-1135. <https://doi.org/10.22201/fesi.20072082e.2023.16.84783>
- Coelho-Filho, P., Gonçalvez, A., & Barros, H. (2018). Artemia nauplii intake by *Macrobrachium carcinus* at different larval stages in laboratory. *Aquaculture*, 484, 333–337. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.07.035>
- Dávila, E., Medina, J., & Reyes, W. (2013). Crecimiento y supervivencia de postlarvas de *Macrobrachium inca* (Holthuis, 1950) (Crustacea, Palaemonidae) alimentadas con ensilado biológico. *Intropica*, 8(1), 79–86. URL: <https://revistas.unimagdalena.edu.co/index.php/intropica/article/view/742>
- Freitas, E., Hayd, L., & Calado, R. (2021). Effects of salinity, stocking density and feeding in *Macrobrachium pantanalese* larviculture. *Aquaculture Reports*, 20, 100706. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100706>
- García, V., Orozco, R., & Perea, M. (2019). Calidad del ambiente marino y costero en la región Ancash, 2018. *Boletín del Instituto del Mar del Perú*, 34(2), 406–431. URL: <https://revistas.imarpe.gob.pe/index.php/boletin/article/view/273/263>
- Ghory, F. S., Kazmi, Q. B., & Kazmi, M. A. (2022). Description of the first to fourth zoeal stages of *Macrobrachium equidens* (Dana, 1852) (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *Pakistan Journal of Marine Sciences*, 31(1), 13–27. URL: <https://www.pakjmsuok.com/index.php/pjms/article/view/110>
- Guerra, A., Gómez, A., Velásquez, E., & Reyes, W. (1987). Desarrollo embrionario y larvario de camarones de río de la costa peruana. *Revista Biomédicas*, 4, 46–58.
- Huong, D. T. T., Jayasankar, V., Jasmani, S., Saido-Sakanaka, H., Wigginton, A.J., & Wilder, M. N. (2004). Na/K-ATPase activity during larval development in the giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* and the effects of salinity on survival rates. *Fisheries Science*, 70, 518–520. <https://doi.org/10.1111/j.1444-2906.2004.00833.x>
- Jalihal, D. R., Sankolli, K. N., & Shakuntala, S. (1993). Evolution of larval developmental patterns and the process of freshwaterization in the prawn genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Decapoda, Palaemonidae). *Crustaceana*, 65(3), 365–376. <https://doi.org/https://doi.org/10.1163/156854093X00793>
- Ju-ngam, T., Mcmillan, N., Yoshimizu, M., Kasai, H., & Wongpanya, R. (2021). Functional and stress response analysis of heat shock proteins 40 and 90 of giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) under temperature and pathogenic bacterial exposure stimuli. *Biomolecules*, 11(1034), 1–27. <https://doi.org/https://doi.org/10.3390/biom11071034>
- Lal, M., Seeto, J., Pickering, T., & Hodge, S. (2012). Salinity and temperature requirements for larviculture of the Monkey River prawn *Macrobrachium lar* (Fabricius, 1798) (Decapoda: Caridea: Palaemonidae). *Aquaculture*, 366–367, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.08.042>
- Lemos, D., & Weissman, D. (2021). Moulting in the grow-out of farmed shrimp: a review. *Reviews in Aquaculture*, 13(1), 5–17. <https://doi.org/10.1111/raq.12461>
- Lima, J., Melo, F., Ferreira, M., Flickinger, D., Andrade, H., & Correia, E. (2021). Lethal salinity and survival for *Macrobrachium carcinus* larvae subjected to osmotic stress. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 262, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2021.107602>
- Luque, C. (2008). Estudio de la diversidad hidrobiológica en Tumbes. Informe Anual 2007. Instituto del Mar del Perú. Sede Regional de Tumbes, Perú. 1–36 p.

- Manzi, J. J., Maddox, M. B., & Sandifer, P. A. (1977). Algal supplement enhancement of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) larviculture. Proceedings of the Annual Meeting-World Mariculture Society, 8(1-4), 207-223. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1977.tb00119.x>
- Mazzarelli, C. C. M., Santos, M. R., Amorim, R. V. & Augusto, A. (2015). Effect of salinity on the metabolism and osmoregulation of selected ontogenetic stages of an amazon population of *Macrobrachium amazonicum* shrimp (Decapoda, Palaemonidae). Brazilian Journal of Biology, 75(2), 372-379. <http://dx.doi.org/10.1590/1519-6984.14413>
- Méndez, M. (1981). Claves de identificación y distribución de los langostinos y camarones (Crustacea: Decapoda) del mar y ríos de la costa del Perú. Boletín Instituto del Mar del Perú, 5, 1-170. <https://revistas.imarpe.gob.pe/index.php/boletin/article/view/234/225>
- Mengal, K., Kor, G., Kozák, P., & Niksirat, H. (2023). Heat shock proteins adaptive responses to environmental stressors and implications in health management of decapods. Aquaculture Reports, 30, 101564. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2023.101564>
- Meruane, J. A., Morales, M. C., Galleguillos, C. A., Rivera, M. A., & Hosokawa, H. (2006). Experiencias y resultados de investigaciones sobre el camarón de río del norte *Cryphiopt caementarius* (Molina 1782) (Decapoda: Palaemonidae): Historia natural y cultivo. 70(2), 280-292. <https://doi.org/https://doi.org/10.4067/S0717-65382006000200015>
- Morales, M. C., & Meruane, J. (2012). Larval condition indicators applied to the northern river shrimp *Cryphiopt caementarius* (Molina, 1782), under condition of controlled cultivation. Latin American Journal of Aquatic Research, 40(3), 730-742. <https://doi.org/10.3856/vol40-issue3-fulltext-20>
- Morales, M. C., Rivera, M., Meruane, J., Galleguillos, C., & Hosokawa, H. (2006). Morphological characterization of larval stages and first juvenile of the freshwater prawn *Cryphiopt caementarius* (Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae) under laboratory conditions. Aquaculture, 261(3), 908-931. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.07.042>
- Moreno-Reyes, J., Morales, M., Méndez, C., Álvarez, C., & Meruane, J. (2019). Optimization of techniques and procedures for the production and management of live feed used in the larval culture of the freshwater shrimp *Cryphiopt caementarius* (Decapoda: Palaemonidae). Latin American Journal of Aquatic Research, 47(5), 791-797. <https://doi.org/10.3856/vol47-issue5-fulltext-8>
- Rahman, M., Wille, M., Cavalli, R., Sorgeloos, P., & Clegg, J. (2004). Induced thermotolerance and stress resistance in larvae of the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man, 1879). Aquaculture, 230(1-4), 569-579. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.10.010>
- Ren, X., Wang, Q., Shao, H., Xu, Y., Liu, P., & Li, J. (2021). Effects of low temperature on shrimp and crab physiology, behavior, and growth: A review. Frontiers in Marine Science, 8, 746177. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.746177>
- Reyes, W., Luján, H., & Moreno, L. (2014). Efecto del shock térmico en la vitalidad de larvas de *Cryphiopt caementarius*. The Biologist, 12(2), 223-235. URL: <https://revistas.unfv.edu.pe/rbt/article/view/350>
- Reyes, W., Luján, H., Moreno, L., & Pesantes, M. (2009). Caracterización de estadios embrionarios de *Cryphiopt caementarius* (Crustacea, Palaemonidae). Sciendo, 12(1), 55-67.
- Sandoval, I., & Marcial, R. (2022). Larvas de invertebrados en el estuario del río Chira, Vichayal, Perú. Manglar, 19(4), 349-356. <https://doi.org/10.57188/manglar.2022.044>
- Sokolova, I. (2023). Ectotherm mitochondrial economy and responses to global warming. Acta Physiologica, 237, e13950. <https://doi.org/10.1111/apha.13950>
- Srisapoome, P., Ju-ngam, T., & Wongpanya, R. (2021). Characterization, stress response and functional analyses of giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) glucose-regulated protein 78 (Mr-grp78) under temperature stress and during *Aeromonas hydrophila* Infection. Animals, 78(11), 3004. <https://doi.org/https://doi.org/10.3390/ani11103004>
- Subramanian, P., Samasivam, S., & Krishnamurthy, K. (1980). Experimental study on the salinity tolerance of *Macrobrachium idae* larvae. Marine Ecology Progress Series, 3, 71-73. <https://doi.org/10.3354/meps003071>
- Valenzuela, S. S. (2014). Ictiofauna y estado de conservación de la cuenca del río Tumbes. Tesis para Título. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú. URL: <https://core.ac.uk/download/pdf/323348358.pdf>
- Vargas-Ceballos, M., Vega-Villasante, F., García-Guerrero, M., Chong-Carrillo, O., Badillo-Zapata, D., López-Uriarte, E., & Wehrtmann, I. (2018). Salinity effect on embryonic development and survival of the first zoeal stage of *Macrobrachium tenellum* (Smith, 1871) (Crustacea, Palaemonidae). Pan-American Journal of Aquatic Sciences, 13(4), 273-281. URL: <https://www.kerwa.ucr.ac.cr/server/api/core/bitstreams/96e93077-c5f0-4b4a-9b32-6e1ffb061652/content>
- Velásquez, C., Álvaro, W., Denisse, T., Yeriko, A., & Francisco, C. (2022). Propuesta de plan de manejo integrado para el camarón de río del norte (*Cryphiopt caementarius*) en la cuenca del río Choapa. Instituto de Fomento Pesquero. 108 p. URL: [https://www.ifop.cl/wp-content/contenidos/uploads/minisitios/camaron\\_choapa/reporte/Propuesta\\_PMI\\_Camaro%CC%81n\\_rio%20Choapa\\_enero\\_2022.pdf](https://www.ifop.cl/wp-content/contenidos/uploads/minisitios/camaron_choapa/reporte/Propuesta_PMI_Camaro%CC%81n_rio%20Choapa_enero_2022.pdf)
- Zeng, C., Rotllant, G., Giménez, L., & Romano, N. (2020). Effects of environmental conditions on larval growth and development, in: Anger, K., Harzsch, S., Thiel, M. (Eds.), Developmental biology and larval ecology. Oxford University Press, pp. 195-223. <https://doi.org/10.1093/oso/9780190648954.003.0007>