

**Producción larval del Camarón de río (*Cryphiops caementarius*)  
en condiciones de laboratorio, Huacho, Perú**

Larval production of *Cryphiops caementarius* under laboratory conditions, Huacho - Peru

Héctor Romero Camarena<sup>1</sup>, César Augusto Zelada Mendoza<sup>2</sup>, Jhon P. Álvarez Veliz<sup>1</sup>

## RESUMEN

El objetivo de la presente investigación es la producción larval de Camarón de río, en condiciones de laboratorio de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Se utilizaron reproductores del Río Pativilca. La fertilización, incubación y desarrollo larval se hicieron bajo condiciones controladas de: calidad de agua, alimentación, mortalidad y control microbiológico. El proceso de incubación duró 27 días, naciendo 3 269 larvas a una temperatura de agua de 27 °C. La primera postlarva apareció a los 77 días. Las larvas se alimentaron con micro algas, nauplios de artemia y flan de huevo. El cultivo se mantuvo a una temperatura del agua de 20°C a 24 °C. y la salinidad fue de 12‰ a 20‰. Finalmente se obtuvieron 503 postlarvas juveniles, equivalente a 15,2 % de sobrevivencia. Las conclusiones fueron que el proceso de incubación duró entre 26 a 27 días, a una temperatura del agua 27°C, la primera post larva y/o juvenil apareció a los 77 días de cultivo, finalmente se logró obtener 503 juveniles del *Cryphiops caementarius*, lo que significa una sobrevivencia de 15,2% y los alimentos usados fueron aceptados positivamente por las larvas. Los camarones juveniles fueron reservados como futuros reproductores denominados: Camarones de río peruano (cepa faustiniana).

**Palabras clave:** Perú, camarón, reproducción, larvas, juveniles, laboratorio.

## ABSTRACT

The objective of this research is the larval production of *Cryphiops caementarius*, in the laboratory of the Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. River players were used Pativilca. The fertilization, hatching and larval grow were done under control conditions of: water quality, feeding, mortality and microbiological control. The hatching process endured 27 days, they was born 3 269 larvae to 27 °C of water temperature. The first postlarvae appeared at 77 days. The larvae were fed with microalgae, artemia nauplios and custard egg. The reising was kept to water temperature from 20 °C. to 24 °C. and the water salinity was from 12‰ to 20‰. Finally postlarvae 503 juveniles were obtained, equivalent to 15.2 % of survival. The conclusions were that the incubation process was between 26 to 27 days, to 27 °C of water temperature, the first post-larval and / or juvenile appeared at 77 days of culture, finally managed to get 503 juvenile postlarvae of *Cryphiops caementarius*., meaning a survival of 15.2% were used and accepted food positively larvae. The juvenile prawn were reserved as future players called: Peruvian river prawn (faustinian strain).

**Keywords:** Peru, prawn, reproduction, larvae, juvenile, hatchery.

<sup>1</sup> Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Facultad de Ingeniería Pesquera. Email: hromero@unjfsc.edu.pe

<sup>2</sup> Facultad de Ciencias.

## INTRODUCCIÓN

El “Camarón del Río” nombre con la cual se conoce en el Perú a varias especies de crustáceos de agua dulce, es un grupopreciado por sus bondades nutricionales, así como su agradabilidad en nuestro medio.

Varios géneros involucran al “Camarón de Río” *Cryphiops*, *Macrobrachium*, *Palaemon* y *Atya*, sin embargo la pesquería se sustenta principalmente a la especie *Cryphiops caementarius* y minoritariamente en otras especies del *Macrobrachium* (Viacava, Aiken y Llanos, 1978).

La fuente principal de abastecimiento de camarones a nivel nacional es la procedente de la caza extractiva de los ríos del sur (Departamento de Arequipa) del *C. caementarius*, con una tendencia decreciente muy preocupante; es así que, según la Dirección de Pesca Continental del ex Ministerio de Pesquería, en el año 1965 se extrajo a nivel nacional 1238 t, diez años más tarde en 1975, se redujo a 434 t y después de diez años, en 1985 bajó enormemente alcanzando solo 256 t y posteriormente en 1987 se redujo a su mínima expresión, llegando solamente a 92 t la extracción de estepreciado recurso a nivel nacional.

La alarmante disminución de la producción natural del camarón se atribuye a varios aspectos, entre los que se señalan: la caza indiscriminada que se viene haciendo de éste crustáceo, por su gran demanda y altos precios en comparación con otros productos; la cada vez mayor contaminación y polución de los ríos bajo diversas formas; las agresiones físicas sobre las cuencas como consecuencia de la ejecución de diversos proyectos como resultados de los adelantos tecnológicos.

El estado peruano desde la colonia hasta la actualidad vienen dictando diversas normas tendientes a proteger a esta variedad de camarón tales como: vedas periódicas generalmente en épocas de reproducción, tallas mínimas y métodos de caza; así como sanciones a quienes infringen la norma que va desde el decomiso del producto hasta la pena de cárcel. Muchos investigadores, preocupados por la posible extinción del camarón, han intentado dar algunas soluciones técnicas, sin que hasta la fecha se haya logrado éxitos.

Es así que instituciones del Estado: Universidades, el Instituto del Mar del Perú (IMARPE), el Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES), etc. han efectuado estudios tendientes a buscar técnicas adecuadas para su reproducción en cautiverio del camarón *C. caementarius* sin que hasta la fecha se haya logrado en forma exitosa.

En el Perú, Viacava et al (1978) en el IMARPE, ensayaron la reproducción del *Cryphiops caementarius* en laboratorio, donde reportan sobre el desarrollo larval del camarón de río y la descripción de sus estadios larvarios, en ella mencionan que los huevos de las hembras ovigeras pueden eclosionar el agua dulce sobreviviendo entre 5 a 6 días.

Por otro lado Meruane, Rivera, Morales, Galleguillos y Hosokagua (1996) en Coquimbo – Chile, trabajaron con 23 000 zoea I del *C. caementarius*, sembrados a una densidad de 50 ind. /litro a una salinidad de 10‰ y a 20 °C. La alimentación de las larvas fue diariamente con microalgas a razón de 50 000 cel/ml y un nauplio de artemia por ml.

Recientemente, el FONDEPES (1999) en su centro de acuicultura de Tambo de Mora, efectuaron ensayos de producción de larvas de camarón, obteniendo inicialmente alrededor de 300 post-larvas entre 51 días y las últimas entre 93 - 123 días, sin embargo no mencionan sobre qué rangos o parámetros hayan logrado tal resultado y cuáles son las limitaciones que no permitan continuar dichas experiencias para obtener éxito total en esta importante fase del cultivo de camarones.

Conscientes de esta problemática nos ha motivado realizar el presente trabajo con el objetivo de lograr la producción larval de *Cryphiops caementarius* en cautiverio, para ello utilizamos las instalaciones del laboratorio de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión con el objetivo de lograr técnicas adecuadas que permitan una producción masiva de larvas en condiciones controladas, como una forma de contribuir al cultivo intensivo de la especie en referencia y al desarrollo de la acuicultura nacional.

## MATERIAL Y MÉTODOS

Se usaron como camarones reproductores de tamaño promedio de 12,5 cm de machos y de 8,5 cm las hembras extraídos del Río Pativilca a

70 km al norte de Huacho y trasladadas en baldes de 20 litros de capacidad, acondicionadas con una espuma en la parte inferior a fin de que absorba las deyecciones y en la parte superior fue acondicionada con vegetaciones acuáticas (berros) para mantener la humedad.

Para el ensayo se usó agua marina procedente de la Playa Chorrillos (frente a la Universidad) y trasladadas en tanques de 1,0 m<sup>3</sup> de fibra de vidrio. El agua fue previamente filtrada mediante un tamiz de 100 micrones para evitar la incorporación de elementos extraños (microorganismos, huevos y larvas de animales acuáticos, etc.), y esterilizada mediante lámpara de rayos (U.V.)

Se usó agua dulce del servicio municipal, declarada mediante aireación con lapso de 24 horas y posteriormente esterilizada con la lámpara (U.V.)

### Procedimiento

Al llegar al laboratorio, previamente se desinfectaron los reproductores mediante formalina a razón de 1 gota en 15 litros de agua dulce por espacio de 30 minutos, luego se establecieron en dos estanques ubicados en el interior del laboratorio.

En estos estanques se logró el apareamiento en forma natural. Las hembras en estado de gravidez, fueron separadas a los tanques de incubación de 20 litros de capacidad en forma individual en agua dulce. La incubación duró 26 a 27 días a 27°C.

Al eclosionar, las larvas fueron trasladados a un tanque de 500 litros de capacidad de fibra de vidrio de forma cónica y de color blanco, en ellas se mantuvieron con agua salobre, inicialmente de 12‰ para ir subiendo hasta 20‰ y luego se fue bajando hasta 5‰ cuando las larvas habían llegado al estadio de zoea 18.

El desarrollo larval, fue identificado mediante el microscopio trinocular Labor tech, montado con cámara al PC de 1,3 Mega pixeles.

Los cambios morfológicos de las larvas, se identificaron tomando como modelo lo reportado por Morales, Rivera, Meruane, Galleguillos y Hosokawa (1997 y 2006). La medición de la salinidad del agua mediante el

refractómetro portátil Salt 0-100 PPT ATC. La temperatura del agua se controló mediante un termostato acondicionado en el tanque de cultivo, manteniendo entre 25°C a 27 °C.

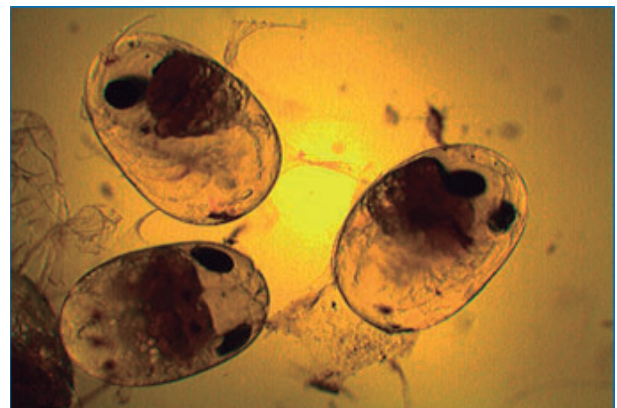
La alimentación de las larvas fue de dos tipos:  
Alternativa 1: Flan de huevo y alimentos vivos (microalgas y nauplios de *Artemias* salinas).  
Alternativa 2: Flan de huevo, nauplios de *Artemias* salinas en concentraciones de: Flan de huevo: ad libitum, Microalgas 40 000 a 12 000 células/ml y Nauplios de *Artemias* salinas: 1,5 a 3,0 NAS/ml. Con Frecuencia: 2 veces/día para las dos alternativas.

Los alimentos vivos (microalgas) fueron: *Nanocloropsis*, *Dunaliella*, *Tetraselmis chui* y *Chlorella* y nauplios de *Artemias*.

La calidad del agua fue monitoreado mediante pruebas con los kits portátiles para el análisis de las aguas marinas (salt water aquaculture) y dulce (freshwater aquaculture). El aire que suministraba el oxígeno a las larvas de camarones, nauplios de artemias salinas y los cultivos de microalgales, fue suministrado por un Blower Soplador Regenerativo, Marca Sweetwater, modelo S51 de 2,5 HP.

### RESULTADOS

El proceso de incubación duró entre 26 a 27 días a una temperatura de 27 °C.



**Figura 1.** Huevos en estado 4 de desarrollo, a temperatura del agua entre 25 a 27 °C en este estado en uno o dos días, (a los 27 días) eclosionaron las larvas, nótese los ojos

Finalmente eclosionan en una cantidad de 3 269 larvas, las que fueron monitoreadas y registradas como número de supervivencia y densidad como se muestra en la Tabla 1.

**Tabla 1.**  
Número de larvas supervivientes y densidad desde Enero a Marzo 2011.

Fecha	N° Larvas (supervivencia)	Densidad larvas/litro agua
12 ene.	3269	32,69
28 ene.	3233	32,30
03 ene.	3165	32,00
09 feb.	3009	20,00
16 feb.	3754	15,00
28 marz.	2547	06,00

La densidad de larvas fue bajando gradualmente debido a que, al incrementar el tamaño ocupaban mayor espacio vital iniciando con 32,6 larvas/litro y finalmente se culminó con 6 larvas/litro.



**Figura 2.** Larvas del *Cryphiops caementarius* de 18 días de edad. Fotografía tomada en el laboratorio larval de la UNJFSC

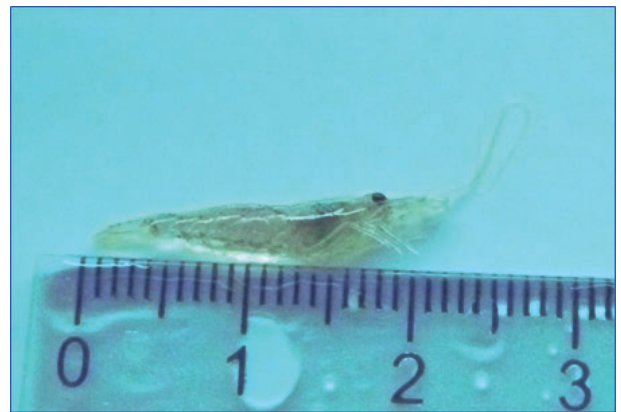
**Tabla 2.** Parámetros Físico-Químicos del Agua de Cultivo.

Parámetros	Rangos*
Temperatura del agua	20 - 24 °C
pH	7,5
Amonio	Hasta 1,0 ppm.
Nitrato	Hasta 0,5 ppm.
Nitrato	Hasta 0,2 ppm.
Oxígeno	Saturado
Salinidad	12 - 20 ‰
Recambio de agua	75% diario

**Tabla 3.**  
Estados de desarrollo en los días de incubación larval.

Incubación larval Días	Estadios de desarrollo Zoea
21	3
35	7
66	16
75	18
77	Primer juvenil: 503 juveniles

La concentración de salinidad inicialmente fue 12 ‰ incrementándose hasta 20 para disminuir a 5 ‰ cuando las larvas habían llegado al estadio de Zoea 18, como se observa en la tabla 2 y 3.



**Figura 3.** Camarón de río peruano *Cryphiops caementarius* (Molina 1782) Cepa - Faustiniiano

## DISCUSIÓN

Según la revisión bibliográfica, hemos encontrado escasas publicaciones sobre similares experiencias con logros significativos al respecto, factor que nos restringe discutir con amplitud. Elías (1974) menciona que existe un marcado dimorfismo sexual en la especie. Los machos son más grandes que las hembras caracterizándolos el gran desarrollo del segundo par de patas torácicas de la que una de ellas (derecha o izquierda) alcanza mayor tamaño.

Las hembras son más pequeñas, presentan el segundo par de patas cortas y en ningún momento éstas son más grandes que su cuerpo, su abdomen es más ancho y el poro en el artejo basal del tercer par de patas a

diferencia del macho que lo hace en el quinto par, aspectos que fue corroborado en nuestro caso.

La calidad de agua desde el punto de vista físico y químico, se registraron parámetros dentro de las exigencias larvales según el Ministerio Agropecuario de Panamá (MIDA) (1990).

Respecto al tiempo de reproducción los camarones obtenidos en nuestro laboratorio larval y criados en cautiverio, se ha observado que las primeras hembras grávidas de 3,1 cm de longitud aparecieron a los 5 meses de edad, aportaron 1 819 huevos, tiempo que difiere con lo señalado por Elías (1974) quien menciona que esta especie alcanzan su estado de madurez sexual dentro del primer año de vida.

Viacava et al (1978) observaron, que el período embrionario a temperatura del agua a 24 °C duró entre 22 a 23 días (Febrero 1977), Yavar y Dupré (2007), mencionan que cuando trabajaron a 25°C el desarrollo embrionario duró entre 25 a 28 días, estos datos fueron corroborados en nuestra experiencia, cuando trabajamos a temperaturas del agua a 27°C, ecllosionaron a los 27 días. Sin embargo el *C. caementarius*, en su medio natural, se desarrolla entre 18 a 20 °C como lo indicó Bahamonde y Vila (1971).

Viacava et al (1978), trabajando en condiciones de laboratorio y con alimentos de nauplios de *Artemias* sp. comprobaron la sobrevivencia de larvas del *C. caementarius* para el rango de salinidad de 12,6 y 18,0 ‰ más allá de los primeros 21 días. Nuestros resultados demuestran que las mortalidades han sido graduales y moderadas durante los 21 primeros días, hasta alcanzar el estado de zoea 3, para luego ir acentuándose con mayor incidencia hasta los 35 días (zoea 7) y finalmente se incrementó la mortalidad fuertemente en los últimos estados de zoea 16–18.

Los mismos autores, sobre la salinidad del agua donde se desarrolló la etapa larval, refiere que trabajaron inicialmente con 10‰, para ir incrementando hasta 30‰ entre las zoeas 6 hasta zoea 15, para ir descendiendo gradualmente hasta 5‰ en la etapa juvenil.

Por otra parte la Dirección de Servicio de Información Técnica, elaborada por U.E.A.T. (1981) trabajando con el *M. rosenbergii*,

iniciaron con una salinidad de 12 ‰, para ir incrementando hasta 18 ‰, y finalmente en su estado juvenil bajar hasta 2‰. En nuestro caso, iniciamos con 12 ‰ de salinidad, hasta zoea 6, se incrementó gradualmente hasta 20‰, durante las zoeas 7 y 16 y se fue bajando hasta 5‰ en la etapa juvenil.

Se trabajó con alimentos vivos (microalgas: *Nanocloropsis*, *Dunaliella*, *Tetraselmis* y *Chlorella* a concentraciones entre 40 000 a 120 000 células/ml, teniendo como referencia a lo trabajado por Meruane et al (1977) quienes usaron concentraciones de 80 000 hasta 150 000 cel/ml.

Sobre la alimentación, Sorgeloos, Lavens, Lé, Tackaert y Versichele (1986) señalaron que los nauplios de *Artemias*, cumplen con los requerimientos físicos y nutricionales para los peces y crustáceos al estar libres de sustancias extrañas y enfermedades (tras las técnicas de separación y desinfección), desde el punto de vista nutricional parece cubrir la mayoría de los requerimientos de macro y micronutrientes de las larvas de peces así como de los crustáceos.

Meruane et al (1977), suministraron a las larvas del *C. caementarius* la cantidad de 1 NAS/ml, mientras que para el *M. rosenbergii*, recomienda entre 1 a 5 NAS/ml. y el MIDA (1990) para esta misma especie, suministraban entre 1,5 a 3,0 NAS/ml, se observó que las larvas aceptaron positivamente los alimentos vivos y artificiales. Se les alimentó con dos raciones diarias: uno en la mañana con nauplios de artemias y otra en la tarde, con flan de huevo.

Respecto al flan de huevo, si bien es cierto que en los diversos ensayos usaron este tipo de alimento con más de una frecuencia diaria, en el caso nuestro nos limitamos a suministrar una sola ración diaria debido a que no podíamos recambiar diariamente el agua de cultivo, por no disponer las facilidades de transporte de agua de mar, lo que nos obligó a recambiar sólo el 75% diariamente, trayendo consigo la proliferación de ciliados que fue la causa de la enorme mortandad de las larvas en los últimos estadios.

Respecto a la sobrevivencia de larvas, al culminar el proceso de investigación, en esta primera etapa se logró la cantidad de 503 juveniles, el mismo que equivale al 15,2 % en 77 días de cultivo larval, mientras que Meruane

et al (1977) en su primer ensayo obtuvieron 400 juveniles en 98 días de cultivo larval, el mismo que en su segunda experiencia obtuvieron 4 120 juveniles en 62 días de cultivo larval.

### Agradecimientos

Los autores agradecen a la Asociación de Camaroneros San Gerónimo de Pativilca, a los Drs: Jaime Meruane y Ma. Cristina Morales, científicos de la Universidad Católica del Norte de Chile por su Colaboración y a la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión por el Financiamiento del Proyecto.

### REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Bahamonde, N. & y Vila, I. (1971). Sinopsis sobre la Biología del Camarón de río del norte. *Biología Pesquera*, 5, 3-60.

Dirección de Servicio de Información Técnica (1981). *Cultivo del camarón de agua dulce Macrobrachium rosebergii*, Guayaquil: La Dirección.

Elías, J. (1974). El Camarón de río *Cryphiops caementarius*. *Rev. Documenta (Perú)*, 47, 36-45.

Ministerio de Desarrollo Agropecuario (MIDA) (1990). *Manual del Cultivo del Camarón de río Gigante de Malasia Cuaderno de Acuicultura*. Panamá: Dirección Nacional de Acuicultura

Meruane, J., Rivera, M., Morales, C., Galleguillos, C. & Hosokawa, H. (1977). Producción de juveniles en condiciones de Laboratorio de Camarón de Río *Cryphiops caementarius* (Decápoda: Palaemonidae) en Coquimbo, Chile. *Gayana*, 70(2), 228-236.

Morales, M., Rivera, M., Meruane, J., Galleguillos & Hosokawa, H. (1997). Morphological characterization of larval stages and first juvenile of the freshwater prawn *Cryphiops caementarius* (Molina, 1782) (Decápoda: Palaemonidae). *Aquaculture*, 261(3), 908-931.

Morales, M., Rivera, M., Meruane, J., Galleguillos & Hosokawa, H. (2006). Experiencias y resultados de Investigación sobre Camarón de Río del Norte *Cryphiops caementarius* (Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae): Historia Natural y Cultivo. *Gayana*, 70(2), 280-292.

Sorgeloos, P., Lavens, P., Lé, P., Tackaert, W. & Versichele, D. (1986). Manual para el Cultivo y uso de Artemia en Acuicultura. Recuperado el 2013-01-15 de <http://www.fao.org/docrep/field/003/AB474S/AB474S00.htm>

Viacava, M., Aiken, R. & Llanos, J. (1978). Estudio del Camarón en el Perú. *Bol. Instituto del Mar del Perú*, 3(5), 161-232

Yabar, C, & Dupré, E. (2007). Desarrollo embrionario del camarón de río *Cryphiops caementarius* (Decápoda: Palaemonidae) en condiciones de laboratorio. *Revista de Biología Tropical*, 55, 15-24