

GUÍA PARA CULTIVO DEL CAMARÓN DE RÍO

Cryphiops caementarius

GUIDE FOR THE CULTURE OF RIVER SHRIMP

Cryphiops caementarius

Jhon Álvarez Veliz
Cruz Prieto Dueñas

Francisco Ganoza Chozo
Víctor Alvites Castillo

RESUMEN

Álvarez J, GANOZA F, PRIETO C, ALVITES V. 2021. Guía para cultivo del camarón de río *Cryphiops caementarius*. *Inf Inst Mar Perú*. 48(1): 90-102,- El propósito de la guía es identificar los parámetros físico, químicos y biológicos adecuados para estimular el desove y el desarrollo de larvas del camarón de río en condiciones de laboratorio, hasta que completen su ciclo, pasando a post-larvas, con la finalidad de repoblar los ríos que se encuentra impactados por la sobre captura, y así recuperar las poblaciones nativas de los ecosistemas.

PALABRAS CLAVE: *Cryphiops caementarius*, camarón de río, guía para cultivo

ABSTRACT

ÁLVAREZ J, GANOZA F, PRIETO C, ALVITES V. 2021. Guide for the culture of river shrimp *Cryphiops caementarius*. *Inf Inst Mar Peru*. 48(1): 90-102,- This guide aims to identify the appropriate physical, chemical, and biological parameters to stimulate the spawning and development of river shrimp larvae under laboratory conditions, until they complete their cycle (post-larvae) to repopulate the rivers impacted by overfishing, and thus recover the native populations of the ecosystems.

KEYWORDS: *Cryphiops caementarius*, river shrimp, guide for culture

1. INTRODUCCIÓN

Las especies de los géneros *Cryphiops*, *Macrobrachium*, *Palaemon* y *Atya*, se conocen con el nombre común "camarón". En Perú la captura se sustenta en las especies *Cryphiops caementarius* y *Macrobrachium* spp. El camarón de río (*C. caementarius*) es el crustáceo nativo tanto de los ríos de la costa del Perú, como del norte de Chile. Tiene importancia comercial debido a su demanda y exquisitez.

El descenso de la producción natural del recurso se atribuye a varios aspectos, entre ellos se señalan: extracción indiscriminada en tallas mínimas o en época de veda, uso de aparejos ilegales, arrojar recipientes con químicos (plaguicidas, pesticidas, insecticidas, herbicidas, entre otros) al río ocasionando mortandad.

El estado peruano ha dictado diversas normas para proteger a esta especie como la R. M. N° 312-2006-Produce, que establece desde el 20 de diciembre al 31 de marzo de cada año vedas periódicas en épocas de reproducción.

Muchas instituciones han intentado dar soluciones técnicas; sin embargo, aún no se ha encontrado una técnica adecuada que permita

la reproducción masiva de post larvas en condiciones de laboratorio.

El Laboratorio Costero de IMARPE-Huacho, en 2015 inició la implementación de investigaciones de camarones en base al Proyecto por Resultados: "Sistema y Tecnología de Cultivo del Camarón de Río - *Cryphiops caementarius* en Laboratorio".

Se trasladaron reproductores de *C. caementarius* desde el río Cañete, realizándose evaluaciones de los parámetros físicos, así como químicos. A fin de encontrar los valores más adecuados para la estimulación al desove, la obtención de larvas y completar el ciclo.

La incubación y desarrollo larval se hicieron bajo condiciones controladas: calidad de agua, alimentación, mortalidad y control microbiológico.

Se efectuó desinfección de las hembras grávidas, para luego ser trasladadas a recipientes de 20 L con salinidad de 5 partes por mil y temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, para el desarrollo de las ovas durante 25 a 30 días hasta la eclosión. Una vez inducida la eclosión, las larvas fueron trasladadas a tanques de fibra de vidrio semicónicos con volumen de 500 L y salinidad de 12 partes por mil. Esta fue

aumentando progresivamente en el transcurso de los días, se mantuvo la temperatura de $24 \pm 2,2^\circ \text{C}$ constante. El control de parámetros físico, químico y biológico fue fundamental.

La alimentación consistió en flan, microalgas y nauplios de artemia. Las larvas pasaron por 18 estadios de zoea, los que conforme se completaron fueron separados a otros recipientes donde se disminuyó la salinidad progresivamente, hasta la adaptación de la especie al agua dulce. Las postlarvas alcanzaron un peso variable entre 0,004 y 0,008 g, con longitud de 7 a 10 mm. A partir de ello, fueron alimentadas con pellet de 0,5 a 1 mm.

Los resultados de los experimentos permitieron conocer que, desde el inicio hasta la tala de siembra, el tiempo de cultivo varió de 58 a 135 días.

Como refieren MERUANE *et al.* (2006), en base a la información disponible, se considera necesario continuar con las investigaciones para solucionar diferentes aspectos de los estadios larvarios hasta la etapa de juveniles (postlarvas). Esto para siembra y cultivo, pues podrían soportar el repoblamiento ambiental, así como el desarrollo comercial sostenible.

Los ensayos realizados en laboratorio han permitido obtener nuevos conocimientos que han facilitado el desarrollo de esta Guía de cultivo para *Cryphiops caementarius* "camarón de río".

2. MATERIAL Y MÉTODOS

Lista elaborada en base a los equipos, materiales y reactivos que se emplean para el desarrollo del procedimiento.

Equipos

- Balanza de 1000 gramos
- Blower de 2 HP
- Camioneta PICK UP / Nissan Frontier 4x4/ EGE-055
- Cámara de video
- Cámara digital
- Microscopio Leica DM2000 LED con cámara marca Leica ICC50s HD

- Refractómetro portátil digital salt 0 to 50 HANNA-HI96822

Materiales

- Aireadores sumergibles con filtros para acuario (6)
- Alimento balanceado
- Baldes de 20 L
- Coolers de 1 x 0,55 m x 0,50 (3)
- Extensión de tomacorriente de 4 metros
- Inversor de corriente de 12 a 200 V
- Red de nylon para acuario (chinguillo)
- Tamiz de 350, 300, 50, 75 y 1 micra
- Tanque de fibra de vidrio rectangular de 1, 2 metro cubico
- Tanque de fibra de vidrio circular de 450 L
- Termómetro de mercurio con rango de -5 a 50°C (5)
- Termostato
- Vernier

Reactivos

- Formalina al 10%
- Reactivos utilizados para test de medición de pH, amonio, nitritos, nitratos, oxígeno
- Tiosulfato de sodio pentahidratado
- Hipoclorito de sodio

CICLO DE VIDA DEL CAMARÓN DE RÍO

C. caementarius es una especie que presenta dimorfismo sexual, los machos alcanzan la madurez sexual alrededor del primer año de vida.

El mayor desove se da entre primavera y verano austral. Después de la fase embrionaria, pasan por diferentes estadios larvarios, hasta alcanzar la etapa de postlarva (fase juvenil), apta para siembra o cultivo de esta especie.

Las etapas del ciclo de vida de *C. caementarius*, se indican en la figura 1.

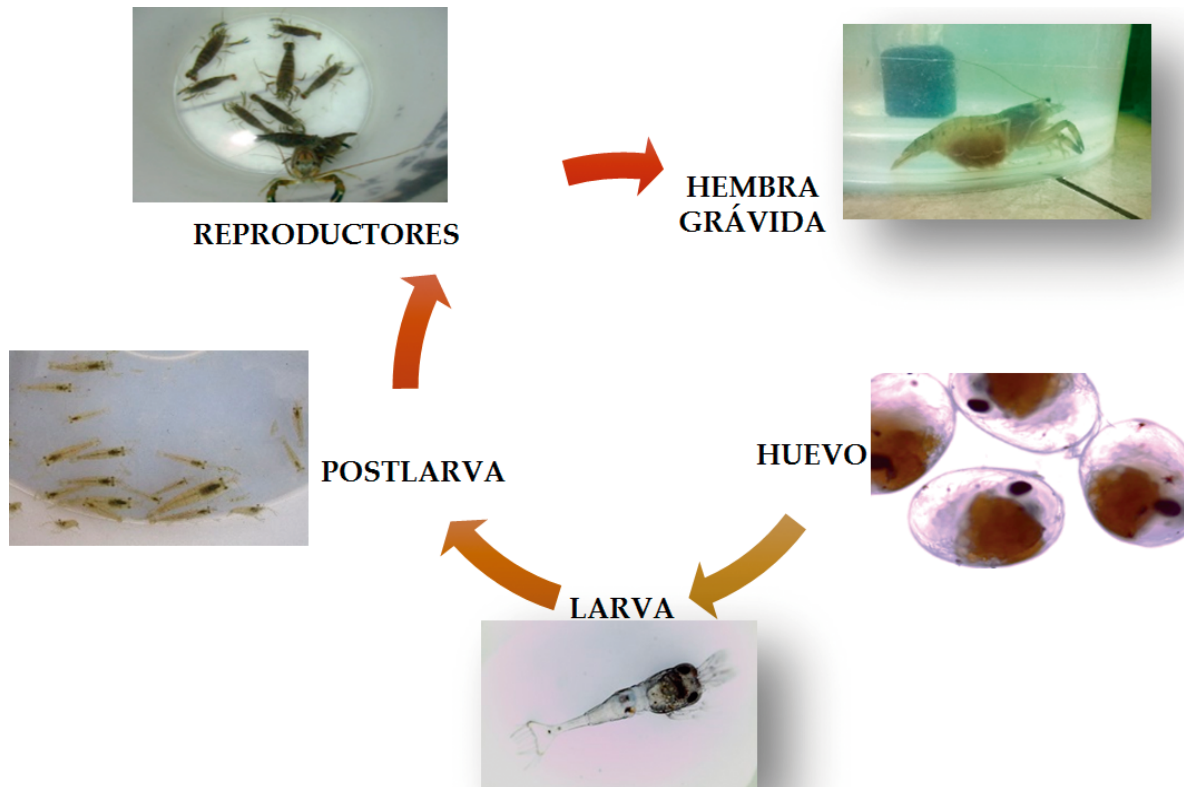


Figura 1.- Ciclo de vida de *C. caementarius* - Manejo del camarón de río en laboratorio



Figura 2.- Dimorfismo sexual de *C. caementarius*

Dimorfismo sexual

Los ejemplares presentan un marcado dimorfismo sexual los machos son más grandes, incluso la quela del segundo par de pereiópodos es de mayor tamaño. Alcanzando así, una longitud mayor que el cefalotórax y abdomen (Fig. 2).

Las hembras presentan el segundo par de pereiópodos más pequeños, en cambio cuerpo y abdomen son más anchos (MODESTO, 1997). Son polígamos, observándose 1 macho por cada 8 a 10 hembras.

Reproducción

La reproducción se realiza todo el año, con mayor frecuencia entre enero y marzo. Desovan de 2000 a 65000 huevos, dependiendo del tamaño de la hembra.

Primero se da el cortejo pre-nupcial (Fig. 3), luego de pasadas las 24 horas de fertilización, inicia la ovulación que ocurre generalmente en la noche (VIACAVA *et al.*, 1978).

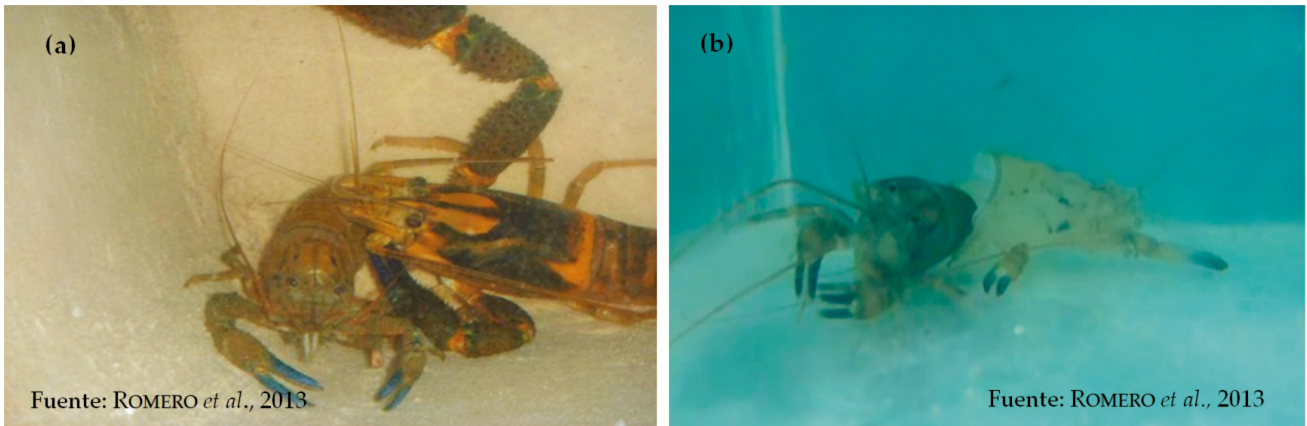


Figura 3.- Cortejo pre-nupcial (a) y muda de caparazón de la hembra (b) de *C. caementarius*

Desinfección.- Las hembras ovígeras primero son trasladadas a la sala de incubación. Se disuelve una pastilla de tetraciclina de 500 mg en 20 L de agua dulce con aireación para sumergirlas por 10 minutos. Luego, pasan a un balde que contiene formalina (1 gota por 15 L de agua dulce) por 15 minutos (Fig. 4).

Finalmente, para su recuperación, se trasladan a un balde con agua esterilizada con constante aireación por 1 hora.

Desarrollo embrionario

Para completar el ciclo larval se requiere disponer de agua mixohalina, a diferentes concentraciones, utilizando agua dulce y agua de mar.

Las hembras grávidas se colocan en baldes de 20 L con agua y aireación constante hasta la eclosión (Fig. 5).



Figura 4.- Balde de agua con antibiótico y formalina para desinfección de *C. caementarius*



Figura 5.- Hembra grávida, y baldes con aireación

Mantenimiento.- Los baldes deben estar aseados, eliminando por sifoneo diario, tanto el alimento no consumido como las excretas.

A diario se monitorea la temperatura y salinidad. El registro de la primera se cumple tres veces al día, tener en cuenta que temperaturas muy altas repercuten en la madre, así como en las larvas.

En el caso de la salinidad se monitorea a diario con refractómetro (Fig. 6). Manteniendo a 5 partes por mil, para evitar su elevación por efecto de la evaporación, ocasionando mortandad.

Eclosión de larvas

Los huevos se encuentran sujetos a los pleópodos, que conforman una cavidad muy ramificada, tienen forma ovoide, con tamaño de 0,4 a 1,5 mm; en su mayoría color marrón oscuro, solo en algunos casos se distingue un color verdoso claro, el cual se pierde conforme se va desarrollando el embrión (Fig. 7).

La cantidad de huevos está supeditada al tamaño de la hembra. Permanecen unidos entre sí por un líquido transparente segregado por ella que al contacto con el agua se vuelve elástica (mucílago), lo cual les proporciona protección.

Los huevos (Fig. 8a) se establecen en baldes por 25 a 28 días, por ello el proceso de eclosión (Fig. 8b) pasa por VII estadios (Fig. 9). El agua mixohalina debe estar a una concentración de 5 partes por mil, medidos a través de un refractómetro manual o digital. VIACAVA *et al.* (1978) refieren que los huevos pueden eclosionar en agua dulce, sobreviviendo de 5 a 6 días.

Luego de la eclosión las larvas se separan de la madre pasando por un tamiz de 200 micras, se



Figura 6.- Registro de salinidad, con refractómetro

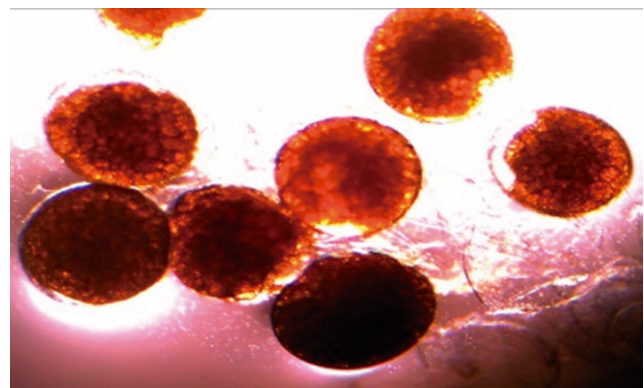


Figura 7.- Embriones de *C. caementarius*

depositan en un tanque de 500 L con agua a 12 partes por mil de salinidad, incrementándola al pasar los días y dependiendo del estadio en que se encuentren.

Conteo de larvas

La densidad de larvas en el tanque se conoce mediante un muestreo: tomándose una alícuota de la décima parte del volumen del tanque, efectuándose el conteo de larvas. El proceso se

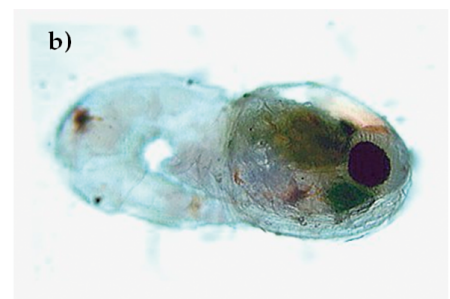
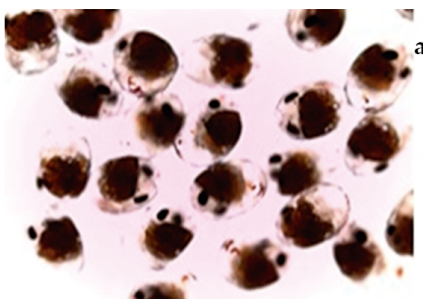


Figura 8.- Huevo a) y eclosión b) de *C. caementarius*

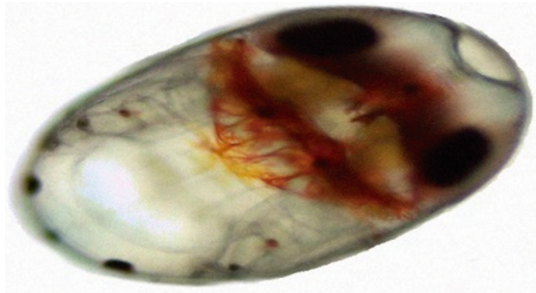


Figura 9.- Estadio larval VI de *C. caementarius*

repite de 7 a 10 veces para obtener un promedio y con una regla de tres simple se obtiene la densidad. Los materiales para realizar el conteo, se indican en la figura 10.

Alimentación de las larvas

La alimentación es un factor muy importante en el cultivo de *C. caementarius* en laboratorio, por ello ingieren algas microscópicas,

microcrustáceos, rotíferos y otros protistas. Lo que se debe complementar con alimento artificial que puede contener diferentes insumos a base de pescado y vegetales. Estos deben ser preparados con diferentes concentraciones de proteínas, carbohidratos, grasas, minerales y vitaminas.

Debe tener forma de pellets, así mismo su riqueza proteica varía entre 28 y 35%. Durante los primeros meses de vida, las larvas requieren alimento especial, con una tasa de nutrición entre 1,5 y 2,0% de su peso corporal.

Las larvas son alimentadas en sus primeros días con microalgas: *Isochrysis galbana*, *Nannochloropsis oceanica*, *Nannochloris maculata*, *Tetraselmis contracta* (Fig. 11), nauplios de *Artemia franciscana*, rotíferos (Fig. 12) y flan de huevo pulverizado (Fig. 13) con tamaño de 100 a 300 micras. Según su desarrollo, el tamaño del alimento se adecuará a su demanda.



Figura 10.- Materiales para realizar el conteo volumétrico de larvas



Figura 11.- Cultivo de microalgas, alimento inicial



Figura 12.- Cultivo de alimento rotíferos y nauplios de *Artemia franciscana*



Figura 13.- Alimento: flan de huevo



Figura 14.- Seguimiento de parámetros físicos a) y monitoreo de larvas b)

Monitoreo al desarrollo larval

El monitoreo se realiza diariamente, la temperatura se registra tres veces al día y según el desarrollo larvario, la salinidad se va aumentando. Por último, la información se registra en la bitácora (Fig. 14a).

Los recambios de agua son del 20 a 75%, están supeditados al alza del amoniaco, el cual es medido dejando un día, ello mantiene la buena calidad del agua (Fig. 14b).

Identificación de estadios de zoeas

La identificación y registro de las zoeas se realiza con un microscopio DM2000 LED (Fig. 15).

Las larvas pasan por mudas sucesivas, que ocurren según temperatura, oxígeno disuelto, concentraciones de salinidad y disponibilidad de alimento. Pasaron por 18 zoeas (Fig. 16) antes de convertirse a postlarva (MORALES *et al.*, 2006).

La muda (o ecdisis), es el despojo del viejo caparazón quitinoso de la larva para que pueda crecer. Este proceso vuelve más vulnerables a las larvas pues es aprovechado hasta por sus congéneres en el cultivo (Fig. 17).

En el cultivo de larvas de *C. caementarius* se debe realizar análisis periódicos de los estadios, porque pueden asentarse epibiontes como el protozooario ciliado *Vorticella* sp. (Fig. 18) así como bacterias patógenas que afectan el normal crecimiento de las larvas.



Figura 15.- Identificación de estadios larvarios de *C. caementarius*

Obtención de postlarvas

Las larvas al completar la última zoea y pasar a juveniles (Fig. 19) alcanzan un peso variable de 0,004 a 0,008 g, con longitud de 7 a 10 mm (Fig. 20).



Figura 16.- Estadios larvarios (zoea) de *C. caementarius*

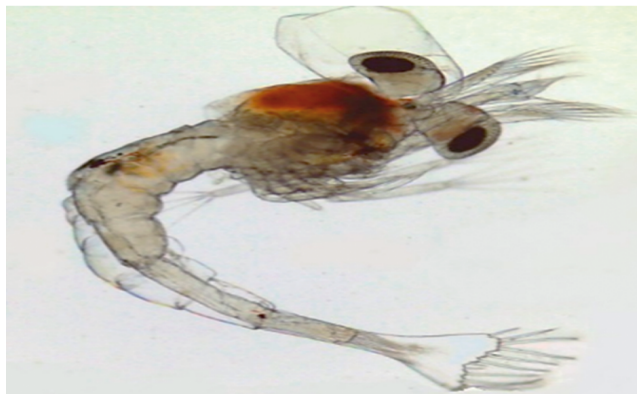


Figura 17.- Muda (ecdisis)



Figura 18.- Epibionte *Vorticella* sp



Figura 19.- Postlarvas de *C. caementarius*, después de su última metamorfosis



Figura 20.- Postlarva de *C. caementarius*, 1 mes desde que pasó del estadio zoea 18



Figura 21.- Postlarvas de *C. caementarius*, juveniles de 3 meses de cultivo



Una vez que todas las larvas completan su metamorfosis (o post-larva) se procede a bajar la salinidad hasta su adaptación al agua dulce.

Al final del proceso, la post larva adopta el desplazamiento bentónico, cuyas características son similares al de un camarón adulto. Por ello, se pueden trasladar a los ríos para siembra o cultivarlos en estanques de crianza (Fig. 21).

Los muestreos biométricos son mensuales y aleatorios, extrayéndose ejemplares para establecer la cantidad de alimento a ser proveído, determinar el crecimiento y la ganancia de peso de las postlarvas. La longitud total se mide desde la punta del rostrum, hasta la punta del telson (VIACAVA *et al.*, 1978) (Fig. 22).

Desarrollo de juveniles

Las postlarvas después de su aclimatación en tanques de agua dulce, se trasladan a tanques más grandes (Fig. 23) para un óptimo desarrollo.

La alimentación se realiza con tipo pellet. El alimento inicial tiene 50% de proteínas, varía entre 0,8 y 1,3 mm de diámetro. El segundo tiene 55% de proteína y es de 1,5 a 2 mm de diámetro.



Figura 22.- Muestreo biométrico de juveniles de *C. caementarius*

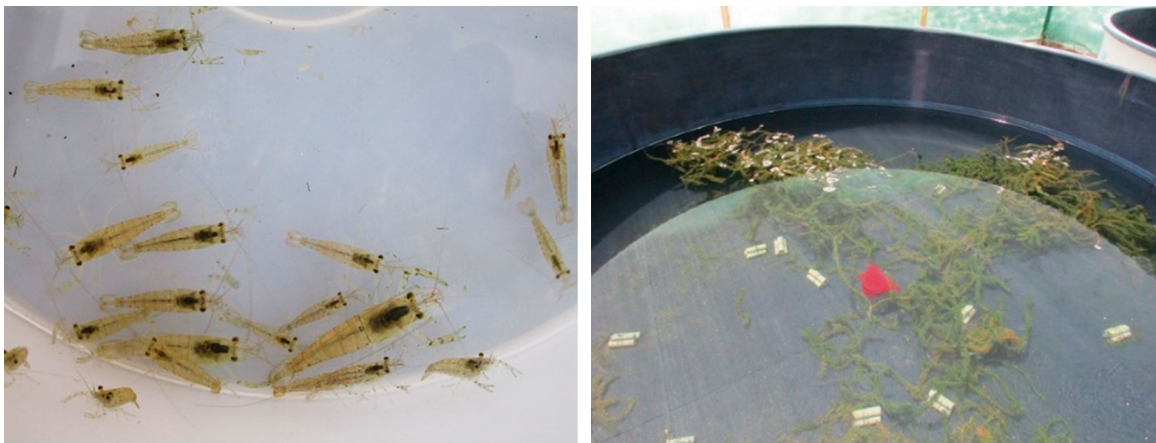


Figura 23.- Muestreo biométrico de juveniles de *C. caementarius*.



Figura 24.- Alimento balanceado, tipo pellet para postlarvas de *C. caementarius*

Las raciones se entregan 4 veces al día: 8:00, 12:00, 15:00 y 16:00 horas. Diariamente debe ser de 10 a 8% del peso de la biomasa.

Tanto el porcentaje de proteína como la cantidad del alimento, se van regulando de acuerdo al crecimiento de las postlarvas (Fig. 24).

Análisis físico-químicos del cultivo

ZACARÍAS y YÉPEZ (2008) consideran que las aguas con condiciones aparentes para el desarrollo del camarón de río, deben

presentar los siguientes valores de parámetros fisicoquímicos: temperatura 15 - 27 °C, pH 6,5 - 9,0, oxígeno disuelto 5 - 10 mg/L, alcalinidad total 100 - 200 ppm CaCO₃ y dureza total 150 - 400 ppm.

Con estos valores se acondicionan los tanques de cría para postlarvas de *C. caementarius*.

El análisis químico del agua es interdiario, lo que permite observar su calidad y corregirlo en caso los niveles presenten peligro para el cultivo (Fig. 25).



Figura 25.- Registro diario de temperatura y kit de análisis químico del agua de los tanque de cría de *C. caementarius*

Agradecimientos

Expresamos nuestro agradecimiento al Gremio de Recolectores de Camarones del río de la Provincia de Cañete, por el apoyo en la recolección de éstos para experimentos en el Laboratorio.

Al Mg. Héctor Romero Camarena, docente de la Escuela de Acuicultura de la Facultad de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión, por sus aportes y recomendaciones.

GLOSARIO

- **Abdomen o pleon.** Comprende los somitos del cuerpo de un crustáceo Decapoda ubicados entre el pereion o tórax y el telson.
- **Agua salada.** Agua con salinidad de 30 a 35 partes por mil, se encuentra en mar abierto.
- **Asincrónica.** Estados de desarrollo en diferentes periodos de tiempo.
- **Bacteria.** Microorganismo procariotas unicelulares (entre 0,5 y 5 μm), con frecuencia patógeno, del cual existen varias especies y variedades fenotípicas o cepas.
- **Caparazón.** Exoesqueleto, tegumento o estructura cuticular, calcificada y quitinizada que cubre el cefalón, el pereión y los apéndices de los crustáceos.
- **Cefalotórax.** Parte anterior del cuerpo de un decápodo, compuesto por los somites fusionados de la cabeza y el tórax y cubiertos por el caparazón.
- **Ecdisis.** El organismo se despoja de su estructura externa como la cutícula o exoesqueleto, ello posibilita el crecimiento del animal, durante su desarrollo hacia la etapa adulta.
- **Exuvia.** Es la cutícula o cubierta exterior (exoesqueleto), abandonada por los artrópodos (como los crustáceos) tras la muda.
- **Descomposición.** Proceso de putrefacción de todo lo orgánico a las formas más simples de la materia, producida por bacterias y hongos. Perder el estado saludable.
- **Eclosión.** Momento en que las crías salen del huevo, una vez que han alcanzado el máximo nivel de su desarrollo.
- **Exoesqueleto.** Estructura calcárea y quitinosa, que recubre el cuerpo de los crustáceos. Tegumento, cutícula.
- **Extraídos.** Sacar algo incrustado o contenido de su medio.
- **Grávida.** Hembra cargada de huevos.
- **Laboratorio.** Lugar donde se hacen trabajos técnicos o investigaciones científicas.
- **Larva.** Estadio que sucede luego de la eclosión del huevo; como en crustáceos.
- **Mixohalina.** Ambiente en el que la salinidad cambia con frecuencia: aguas con salinidad de 0,5 a 30 partes por mil derivadas de sales oceánicas.
- **Mucílago.** Líquido transparente secretado por la hembra, que en contacto con el agua se vuelve una goma, protege a crustáceos y peces contra las infecciones.
- **Nauplio.** Estadio larvario del ciclo biológico del camarón, una vez que el huevo eclosiona. Dura 30 horas, pasando por cinco subestadios.
- **Ovas.** Huevecillos de invertebrados y peces que se encuentran agrupados.
- **Ovoide.** En forma de huevo.
- **Ovocitos.** Célula sexual femenina que se forma en el proceso de ovogénesis y que da lugar a los óvulos.
- **Óvulo.** Gameto femenino, célula haploide producida por el ovario portadora del material genético y capaz de ser fecundada por un espermatozoide, formándose un cigoto.
- **Parámetros.** Valores que sustituyen variables en definiciones y secuencias de trabajos que caracteriza una población.
- **Postlarva.** Estadio del ciclo biológico del camarón, alcanzado después de pasar los diferentes estadios larvales.
- **Reproducción.** Proceso biológico que permite engendrar nuevos organismos.
- **Sedas ovígeras.** Características de la hembra ovígera con estructuras largas, lisas y flexible. Encargadas de mantener los huevos sujetos a los pleópodos mediante la producción de una sustancia adhesiva.
- **Zoea.** Primer estadio larval de los Caridea, Anomura y Brachyura. Se caracteriza por tener exopoditos en los apéndices torácicos que le sirven para nadar.

REFERENCIAS

- MERUANE J, MORALES M, GALLEGUILLOS C, RIVERA M, HOSOKAWA H. 2006. Experiencias y resultados de investigaciones sobre el camarón de río del norte *Cryphiops caementarius* (Molina 1782) (Decapoda: Palaemonidae): Historia natural y cultivo. *Gayana* 70(2): 280-292.
- MODESTO J. 1997. Evaluación biológica del camarón de río (*Cryphiops caementarius*) en el río Sama con fines de protección. Universidad Nacional Jorge Basadre Groiimann. Facultad de Ingeniería Pesquera. Tacna, Perú. 20 p.
- MORALES M, 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. Departamento de Acuicultura, Fac. Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile.
- REYES A, TERRONES S, BALDODANO L. 2017. Effects chelipeds regeneration in molting and growth of male *Cryphiops caementarius* Molina 1782 (Decapod, Palaemonidae). 4(4): 1-18. <http://revistabiociencias.uan.edu.mx/index.php/BIOCIENCIAS/article/viewFile/ID%2004.04.05/292>
- ROMERO CAMARENA H, ZELADA MENDOZA C A, ALVAREZ VELIZ J P. 2013. Producción larval del Camarón de río (*Cryphiops caementarius*) en condiciones de laboratorio, Huacho, Perú. *Revista Infinitum*. 3(1). Edit. Vicerec. Invest. UNJFSC. <http://web.unjfsc.edu.pe/index.php/Infinitum/article/view/99>
- VIACAVAL M, AITKEN R, LLANOS J. 1978. Estudio del Camarón en el Perú. *Bol Inst Mar Perú*. 3 (5): 161-232. <http://biblioimarpe.imarpe.gob.pe:8080/handle/123456789/977>
- ZACARÍAS S, YÉPEZ V. 2008. Monitoreo poblacional de camarón de río. Estimación de abundancia de adultos en ríos de la costa centro sur. Informe anual 2007. IMARPE, Dirección de Investigación en Aguas en Acuicultura, Gestión Costera y Aguas Continentales. Unidad de Investigación en Recursos de Aguas Continentales. http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/archivos/informes/imarpe_26_informe_2007_camaron_de_rio_web.pdf